



UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA

Elaboración de material docente mediante la utilización de la técnica de plastinación en modelos formolizados como método ideal de enseñanza para los Estudiantes de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia

Andrés Fernando Bula Calderón
Médico Cirujano

Universidad Nacional de Colombia
Facultad de Medicina
Departamento de Morfología
Maestría en Morfología Humana
Bogotá, D.C.
2012

Elaboración de material docente mediante la utilización de la técnica de plastinación en modelos formolizados como método ideal de enseñanza para los Estudiantes de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia

Andrés Fernando Bula Calderón
Código: 05599075

**Trabajo de grado para optar al título de
Magíster en Morfología Humana**

Director
Dr. Carlos Arturo Florido Caicedo
**Profesor Asociado, Director del Departamento de Morfología, Facultad de
Medicina – Universidad Nacional de Colombia**

Universidad Nacional de Colombia
Facultad de Medicina
Departamento de Morfología
Maestría en Morfología Humana
Bogotá, D.C.
2012

Nota de Aceptación

Presidente del Jurado

Jurado

Jurado

Bogotá, D.C. 30 de Mayo de 2012

Dedicado a todos los docentes del Departamento de Morfología de la Universidad Nacional de Colombia porque nos enseñan, día tras día y de manera incondicional lo necesario para alcanzar la perfección intelectual.

A mis compañeros de la Maestría, ávidos de conocimiento, incondicionales, imperturbables, inquisidores de mi propia ignorancia e inspiradores de un estilo de vida deseado desde siempre.

A mi familia, en especial a mi madre Gladys; mis hermanos Iván Darío, María del Pilar, Daniel Armando y Carlos Augusto y mi querida Sarah por su apoyo incondicional y por la fuerza que me brindaron para culminar esta meta.

A todas aquellas personas que de una u otra forma colaboraron en la realización de este trabajo.

Agradecimientos

Quiero expresar mi sincero agradecimiento a todos los integrantes del Departamento de Morfología de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia por el apoyo al trabajar en el desarrollo de las capacidades de aplicación en la técnica de plastinación.

A todos y cada uno de los integrantes del subcomité asesor va mi inmensa gratitud al tiempo que mi mayor reconocimiento. El trabajo con cada uno de ustedes me demostró una vez más la capacidad latente que tenemos en nuestra Alma Máter para encarar cualquier reto y resolverlo, al articular esfuerzos y conseguir altos objetivos, para desplegar toda la agudeza intelectual y las habilidades necesarias que permitan materializar cualquier proyecto, por exigente que sea. Gracias por el respaldo y la confianza que han depositado en el desarrollo de este trabajo.

Un reconocimiento muy especial quiero hacer al compromiso excepcional del Director del Departamento de Morfología y como director de este trabajo de grado, Dr. Carlos Arturo Florido. Me siento muy afortunado de haber encontrado dentro de la dirección del departamento un espíritu inquieto y agudo intelectualmente, visionario, comprometido y resuelto. La investigación académica, rigurosa, no tiene ninguna esperanza a menos de que existan directivas universitarias, institucionales o corporativas que entiendan y gestionen las condiciones legales y organizacionales de la creación de conocimiento científico. Nuevamente gracias Doctor Florido.

De igual manera quiero expresar un agradecimiento muy especial al Dr. Jaime Alfonso Beltrán Guerra, Profesor Asociado, con la realización de este trabajo de

grado. Su determinación, capacidad argumentativa y competencia hizo posible que se materializara una metodología ambiciosa e innovadora, al tiempo que desafiante y llena de riesgos desde el punto de vista institucional. El Dr. Beltrán no sólo entendía muy bien las implicaciones de la aplicación de la técnica de plastinación, sino que veía en su ejecución una oportunidad para reactivar el laboratorio, todo lo cual contribuyó a que se convirtiera en el comienzo de un programa de investigación científica sobre el manejo de material formolizado en el anfiteatro.

Al Doctor Luis Enrique Caro Henao, Profesor Titular, por ser la fuente de inspiración intelectual y personal de tantas generaciones en nuestra Alma Máter gracias por sembrar en cada uno de nosotros la dedicación, compromiso y búsqueda de la perfección en el amor que profesamos por la Anatomía.

Al doctor Edgar Osuna, Director de la Maestría en Morfología Humana de la Universidad Nacional de Colombia por su apoyo e interés constante durante la realización del trabajo.

Finalmente, mi mayor esperanza es que junto con la Dra. Luz Amparo Arias, Maestrante Morfología Humana, hayamos podido cumplir con los estudiantes de la Facultad de Medicina de nuestra Universidad la promesa de ofrecer con este trabajo nuevas alternativas para la enseñanza de la anatomía mediante la implementación de esta técnica en la conservación de material biológico. A todos, gracias.

Resumen

La técnica de la plastinación es un procedimiento técnico de preservación de material biológico, creado por el Dr. Gunther von Hagens en 1977, que consiste en extraer los líquidos corporales como el agua y los lípidos por medio de solventes como acetona fría y tibia y luego sustituirlos por resinas elásticas de silicona y epóxicas; químicos de muy difícil acceso en nuestro medio dado por restricciones legales y altos costos de producción.

En este trabajo se aplica la técnica de plastinación de la guía de normatización I presentada en la revista Morfolia, volumen 3 No. 3 del año 2011 por el Dr. Jaime Beltrán, Profesor Asociado de la Unidad de Anatomía y Embriología de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia en ocho fases dadas por: disección; regeneración; fijación; desengrase; deshidratación; impregnación al vacío; precurado y curado pero adaptado de acuerdo a instrucciones del grupo neozelandés con modificaciones tales como el uso de Alcohol etílico en concentraciones crecientes en lugar de acetona; el uso de resina poliéster más estireno monómero en lugar de resinas epóxicas con el objeto de presentar un proceso de plastinación efectivo con relación a costos, piezas anatómicas de buena calidad para su uso en la docencia y la investigación y por sobre todo, ampliar la formación tanto en pregrado como en posgrado con líneas de investigación acordes con la exigencia académica que caracteriza la Universidad Nacional de Colombia.

Palabras claves: Plastinación, Acetona, Alcohol etílico, Anatomía, Resina

Abstract

The technique of plastination is a technical process of preservation of biological material, created by Dr. Gunther von Hagens in 1977, which involves removing body fluids such as water and lipids by solvents such as warm and cold acetone, then replace them for elastic and epoxy silicone resins; highly inaccessible chemicals in our environment because of legal restrictions and high production costs.

This paper applies the technique of plastination guide rulemaking presented in the magazine Morfolia I, Volume 3 No. 3 of 2011 by Dr. Jaime Beltrán, Associate Professor of Anatomy and Embryology Unit, Faculty of Medicine, National University of Colombia in eight phases given by: dissection; regeneration; fixation; degreasing; dehydration; vacuum impregnation and procured and curing but adapted according to instructions of the New Zealand group with modifications such as the use of ethyl alcohol in increasing concentrations instead of acetone, the use of more styrene monomer polyester resin instead of epoxy resins in order to submit a plastination process regarding cost effective, high quality anatomical specimens for use in teaching and research and above, however, expanding the training of both undergraduate and graduate research lines consistent with the academic rigor that characterizes the National University of Colombia.

Keywords: Plastination, acetone, ethyl alcohol, Anatomy, Resin

Contenido

	Pág.
Resumen y Abstract	IX
Lista de figuras	XIII
Lista de tablas	XV
Lista de cuadros	XVI
Introducción	1
1.Problema	3
2.Justificación	5
3. Objetivos	7
3.1 Objetivo General	7
3.2 Objetivos específicos	7
4.Marco conceptual	9
4.1Técnicas y protocolos	17
5.Metodología	28
5.1 Precauciones estándar	33
5.2 Diseño e la investigación	33
5.3 Población	34
5.4 Selección de la muestra	34
5.5 Variables	41
5.6 Instrumentos	42
5.7 Instalaciones y equipos	42
5.8 Materiales e insumos	47
5.9 Procedimiento	48
6.Análisis de datos	64

XII Elaboración de material docente mediante la utilización de la técnica de
plastinación en modelos formolizados como método ideal de enseñanza para
los Estudiantes de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia

6.1.Pieza anatómica 1.	67
6.2.Pieza anatómica 2.	70
6.3.Pieza anatómica 3.	73
6.4.Pieza anatómica 4.	76
6.5.Pieza anatómica 5.	79
6.6.Pieza anatómica 6.	82
6.7.Pieza anatómica 7.	85
6.8.Pieza anatómica 8.	88
6.9.Pieza anatómica 9.	91
6.10.Pieza anatómica 10.	94
6.11.Pieza anatómica 11.	97
6.12.Pieza anatómica 12.	100
6.13.Pieza anatómica 13.	103
7.Resultados	106
8.Consideraciones Éticas	112
9.Conclusiones y recomendaciones	113
Anexo A. Cronograma de trabajo inicial	117
Anexo B. Actas subcomité asesor	118
Anexo C. Formato registro especímenes plastinación	119
Bibliografía	121

Lista de figuras

	Pág.
Figura 1 El doctor Gunther Von Hagens	10
Figura 2 El Plastinarium de Guben	11
Figura 3 El proceso de plastinación	12
Figura 4 La plastinación como arte anatómico	16
Figura 5 Protocolo Neozelandés para plastinación	29
Figura 6 Piezas plastinadas laboratorio de Morfología de la Universidad Nacional de Colombia.	32
Figura 7 Pieza 1. Feto A.	35
Figura 8 Pieza 2. Feto B.	35
Figura 9 Pieza 3. Mano.	36
Figura 10 Pieza 4. Corte transversal mandíbula.	36
Figura 11 Pieza 5. Corte transversal nariz.	37
Figura 12 Pieza 6. Riñón.	37
Figura 13 Pieza 7. Bazo.	38
Figura 14 Pieza 8. Hígado.	38
Figura 15 Pieza 9. Páncreas.	39
Figura 16 Pieza 10. Plastrón Cardiopulmonar.	39
Figura 17 Pieza 11. Cerebro 1.	40
Figura 18 Pieza 12. Cerebro 2.	40
Figura 19 Pieza 13. Cerebro 3.	41
Figura 20 Laboratorio de Plastinación.	43
Figura 21 Cámara y bomba de vacío.	43
Figura 22 Sistema de Extracción de Aire.	44
Figura 23 Área de procesamiento.	45
Figura 24 Congelador Horizontal 15 pies (tres tapas)	46

Figura 25 Congelador Horizontal 10 pies (dos puertas).	46
Figura 26 Fase I. Regeneración	53
Figura 27. Recipientes con piezas anatómicas en cámara de vacío.	59
Figura 28. Cámara de Curado.	61
Figura 29. Nebulizadores de Cámara de Curado.	62
Figura 30. Piezas Anatómicas en Cámara de Curado	62
Figura 31. Piezas Anatómicas en Cámara de Curado	63
Figura 32. Pieza 1. Feto 1.	69
Figura 33. Pieza 2. Feto 2.	72
Figura 34. Pieza 3. Mano.	75
Figura 35. Pieza 4. Corte transversal mandíbula.	78
Figura 36. Pieza 5. Corte transversal nariz.	81
Figura 37. Pieza 6. Riñón.	84
Figura 38. Pieza 7. Bazo.	87
Figura 39. Pieza 8. Hígado.	90
Figura 40. Pieza 9. Páncreas.	93
Figura 41. Pieza 10. Plastrón cardiopulmonar.	96
Figura 42. Pieza 11. Cerebro 1.	99
Figura 43. Pieza 12. Cerebro 2.	102
Figura 44. Pieza 13. Cerebro 3.	105
Figura 45. Porcentaje de pérdida de peso total.	107
Figura 46. Porcentaje de pérdida de longitud total.	108
Figura 47. Porcentaje de pérdida de ancho total.	109
Figura 48. Porcentaje de pérdida de grosor total. Figura 49. Retracción obtenida en el protocolo de Plastinación de la guía de Normatización I de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia.	110
Figura 49. Retracción obtenida en el protocolo de Plastinación de la guía de Normatización I de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia.	111

Lista de tablas

	Pág.
Tabla 1 Insumos disponibles.	31
Tabla 2. Orden de compra insumos.	33
Tabla 3. Insumos	48
Tabla 4 Protocolo para plastinación de piezas anatómicas.	51
Tabla 5. Consolidado de medición de variables de las piezas anatómicas.	64

Lista de cuadros

	Pág.
Cuadro 1 Registro de reactivos utilizados en la Regeneración.	52
Cuadro 2 Registro de reactivos utilizados en la Fijación	54
Cuadro 3 Registro de reactivos utilizados en el Desengrase.	55
Cuadro 4 Deshidratación alcohol etílico al 50%	56
Cuadro 5 Deshidratación alcohol etílico al 60%	56
Cuadro 6 Deshidratación alcohol etílico al 70%	57
Cuadro 7 Deshidratación alcohol etílico al 80%	57
Cuadro 8 Deshidratación alcohol etílico al 90%	58
Cuadro 9 Deshidratación alcohol etílico al 100%	58
Cuadro 10 Deshidratación acetona al 100%	59
Cuadro 11. Impregnación al vacío.	60
Cuadro 12. Análisis descriptivo de la pieza 1.	67
Cuadro 13. Análisis descriptivo de la pieza 2.	70
Cuadro 14. Análisis descriptivo de la pieza 3.	73
Cuadro 15. Análisis descriptivo de la pieza 4.	76
Cuadro 16. Análisis descriptivo de la pieza 5	79
Cuadro 17. Análisis descriptivo de la pieza 6	82
Cuadro 18. Análisis descriptivo de la pieza 7	85
Cuadro 19. Análisis descriptivo de la pieza 8	88
Cuadro 20. Análisis descriptivo de la pieza 9	91
Cuadro 21. Análisis descriptivo de la pieza 10	94
Cuadro 22. Análisis descriptivo de la pieza 11	97
Cuadro 23. Análisis descriptivo de la pieza 12	100
Cuadro 24. Análisis descriptivo de la pieza 13	103
Cuadro 25. Porcentaje de pérdida de peso total.	107
Cuadro 26. Porcentaje de pérdida de longitud total.	108
Cuadro 27. Porcentaje de pérdida de ancho total.	109
Cuadro 28. Porcentaje de pérdida de grosor total.	110

Introducción

Para la enseñanza de la Anatomía, el uso de preparaciones cadavéricas sigue siendo el método más eficiente al lograr que el estudiante comprenda y retenga por más tiempo el conocimiento que le será útil en su ejercicio profesional futuro.

La difícil obtención de cadáveres en Colombia ha impulsado el desarrollo de diferentes laboratorios de plastinación en nuestro país. La Unidad de Anatomía y Embriología de la Universidad Nacional de Colombia, al desarrollar la técnica y ante la crisis de disposición de cadáveres a la que se enfrenta la Facultad en los últimos años, ha usado piezas antiguas como cerebros, corazones, manos, muslos, cabezas y muchos otros y no se han utilizado cadáveres frescos obteniendo de esta manera resultados de buena calidad al lograr reunir más de 25 órganos que se pueden manipular y que conservan las características de uno fresco.

Lastimosamente los profesionales que trabajan en esta nueva técnica llevan más de 15 años expuestos al formol y algunos están sufriendo las consecuencias al presentar problemas a nivel respiratorio incluyendo la pérdida del olfato e irritación ocular crónica. Además de esto, junto con los problemas al no existir piezas de buena calidad y no ser adecuadas para ser utilizadas ya que las dificultades para el transporte, la preservación y el mantenimiento de especímenes anatómicos han ido aumentando, ha llevado a casi la inactivación total del laboratorio de plastinación.

Estos aspectos fundamentales en el análisis de la problemática, motivaron la búsqueda de técnicas modernas y el uso de otras sustancias químicas durante el

proceso de preservación de los cuerpos humanos al servicio de la ciencia y por consiguiente, y el más importante a mi modo de ver, a la reactivación del laboratorio de plastinación del Departamento de Morfología de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia como aporte a la docencia tanto en el pregrado como en posgrado, mediante varios modelos que permitan disponer y utilizar todo el material de preparados sin tener que descartar piezas.

En este caso específico mediante el uso de material formolizado, buscando técnicas que utilicen insumos diferentes a la acetona, con el fin de minimizar los riesgos de exposición a vapores químicos y agentes biológicos, y de disponer de preparados anatómicos con mayor durabilidad, conservando las características anatómicas y facilitando la docencia y la investigación en la disciplina.

El proyecto pretende responder dos interrogantes principales:

¿Se puede obtener adecuado material aplicando la técnica de plastinación sustituyendo la acetona por Alcohol Etílico en la etapa de deshidratación?

¿Con esta técnica se puede proporcionar otra alternativa en cuanto a la plastinación con menores costos para el laboratorio?

1.Problema

Para la enseñanza de la Anatomía, el uso de preparaciones cadavéricas sigue siendo el método más eficiente al lograr que el estudiante comprenda y retenga por más tiempo el conocimiento que le será útil en su ejercicio profesional futuro.

La difícil obtención de cadáveres en Colombia ha impulsado el desarrollo de diferentes laboratorios de plastinación en nuestro país. La Unidad de Anatomía y Embriología de la Universidad Nacional de Colombia, al desarrollar la técnica y ante la crisis de disposición de cadáveres a la que se enfrenta la Facultad en los últimos años, ha usado piezas antiguas como cerebros, corazones, manos, muslos, cabezas y muchos otros y no se han utilizado cadáveres frescos obteniendo de esta manera resultados de buena calidad al lograr reunir más de 25 órganos que se pueden manipular y que conservan las características de uno fresco.

Lastimosamente los profesionales que trabajan en esta nueva técnica llevan más de 15 años expuestos al formol y algunos están sufriendo las consecuencias al presentar problemas a nivel respiratorio incluyendo la pérdida del olfato e irritación ocular crónica. Además de esto, junto con los problemas al no existir piezas de buena calidad y no ser adecuadas para ser utilizadas ya que las dificultades para el transporte, la preservación y el mantenimiento de especímenes anatómicos han ido aumentando, ha llevado a casi la inactivación total del laboratorio de plastinación.

Estos aspectos fundamentales en el análisis de la problemática, motivaron la búsqueda de técnicas modernas y el uso de otras sustancias químicas durante el proceso de preservación de los cuerpos humanos al servicio de la ciencia y por consiguiente, y el más importante a mi modo de ver, a la reactivación del laboratorio de plastinación del Departamento de Morfología de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia como aporte a la docencia tanto en el pregrado como en posgrado, mediante varios modelos que permitan disponer y utilizar todo el material de preparados sin tener que descartar piezas.

En este caso específico mediante el uso de material formolizado, buscando técnicas que utilicen insumos diferentes a la acetona, con el fin de minimizar los riesgos de exposición a vapores químicos y agentes biológicos, y de disponer de preparados anatómicos con mayor durabilidad, conservando las características anatómicas y facilitando la docencia y la investigación en la disciplina.

El proyecto pretende responder dos interrogantes principales:

¿Se puede obtener adecuado material aplicando la técnica de plastinación sustituyendo la acetona por Alcohol Etílico en la etapa de deshidratación?

¿Con esta técnica se puede proporcionar otra alternativa en cuanto a la plastinación con menores costos para el laboratorio?

2. Justificación

Con la técnica de plastinación, se ha vuelto posible conservar piezas anatómicas no solo de cuerpos humanos sino también de animales y vegetales de forma duradera, realista y estética, conservando características anatómicas macroscópicas y sirviendo a propósitos de investigación no solo en la educación médica, sino multidisciplinario como en Biología, Veterinaria, Odontología, Parasitología, Microbiología, Radiología y otras disciplinas incluyendo Artes Plásticas.

Lo anterior junto con la crisis actual en la consecución de cadáveres justifican al cien por ciento que la reactivación del laboratorio de plastinación de la Universidad Nacional de Colombia ofrezca beneficios contundentes en el aprendizaje de la Anatomía con los estudiantes de pregrado y posgrado al acceder a piezas anatómicas conservadas con una de las técnicas modernas disponibles a nivel mundial para la preservación macroscópica de material biológico, eliminando por completo el riesgo de exposición a agentes irritantes y permitiendo la manipulación sin necesidad de las medidas de bioseguridad del usuario final, facilitando la preservación durante más tiempo y resistiendo con mayor facilidad el trato, a veces inadecuado, por parte de los diferentes usuarios.

En la mayoría de los protocolos utilizados a nivel mundial, las piezas son deshidratadas con una solución de acetona a temperatura de -25°C . Sin embargo, diversos estudios han demostrado que la acetona es un poderoso

carcinógeno ya que causa mutaciones en varios tipos de organismos primitivos y en cultivos de células de mamífero. Por tal razón, se requiere plantear un nuevo método de plastinación en el que no se utilice acetona o que su uso sea mínimo y además se identifique el tipo de resina o silicona más adecuado en la fase de impregnación de los diversos sistemas orgánicos que se ajuste a los recursos y adaptaciones del laboratorio.

De la misma manera con la reactivación del laboratorio se plantea la apertura de una Línea de Investigación como eje temático mono disciplinario o interdisciplinario en el que confluyan actividades de investigación realizadas por uno o más grupos científicos para obtener resultados visibles en su producción académica y en la formación del recurso humano mediante trabajos de grado o tesis. Se gestionaría la Línea de Investigación al formalizarse como componente curricular del programa de la Maestría y por qué no, el nacimiento del Doctorado.

3.Objetivos

3.1. Objetivo General

Preparar especímenes reales que sean secos, inodoros, durables y no tóxicos que puedan ser utilizados en la enseñanza en las aulas de clase y en el laboratorio de la facultad de medicina de la Universidad Nacional de Colombia mediante la técnica de plastinación.

3.2. Objetivos Específicos

- ✓ Superar los alcances típicos obtenidos por el departamento en el inicio de la aplicación de la técnica al desarrollar y experimentar protocolos modificados internacionales para plastinar diferentes tipos de muestras del anfiteatro.
- ✓ Proponer vías y protocolos que conduzcan a optimizar desde el punto de vista económico, los recursos asignados para este tipo de prácticas.
- ✓ Identificar el tipo de deshidrante ideal que logre remplazar la acetona sin llegar a obtener retracciones considerables de las piezas anatómicas y disminuya concomitantemente la exposición a vapores emanados.
- ✓ Identificar el tipo de resina sintética o silicona más adecuado que garantice la adecuada impregnación sin quemar ni retraer las piezas anatómicas en la plastinación.

4.Marco conceptual

Si hacemos un recuento histórico, hasta el siglo XVII los cadáveres eran conservados utilizando las mismas técnicas de embalsamamiento de los antiguos egipcios. Los métodos modernos difieren de los antiguos, tanto en las sustancias como en las tecnologías que se utilizan como por ejemplo con la introducción de químicos como el formaldehído y las inyecciones arteriales.

Con respecto a esta última, William Harvey había inyectado las venas de los cadáveres con colorantes y Fredeyck Ruysche, maestro de anatomía en Ámsterdam con las inyecciones arteriales. Desafortunadamente Ruysche no registró la información exacta sobre los químicos que utilizó. Las primeras descripciones detalladas del embalsamamiento arterial fueron escritas por el anatomista escocés William Hunter, quien utilizó una solución a base de aguarrás y aceites resinosos combinada con colorantes al inyectarlos a la arteria femoral.

En 1868, el químico August Wilhelm von Hofmann describió el método utilizando formaldehído, que luego se integró a las técnicas de conservación. Los líquidos generalmente aceptados en toda Europa era el formaldehído (para embalsamar y endurecer), el fenol (para inhibir la formación de hongos) y la glicerina (para proporcionar y retener la humedad). Casi todas estas sustancias se utilizan hasta hoy en día.

La técnica de plastinación fue inventada en 1978 en la Universidad de Heidelberg por el Doctor Gunther Von Hagens (Figura 1). Von Hagens nació el 10 de enero de 1945, en la localidad de Alt-Skalden, entonces perteneciente a Alemania y hoy perteneciente a Polonia.

Figura 1 El doctor Gunther Von Hagens



Fuente: <http://javiercoronado-bodies.blogspot.com/2010/04/gunther-von-agens.html>

En la pequeña localidad de Guben, en medio de la frontera entre Alemania y Polonia, a dos horas por tierra desde Berlín, se halla un enorme museo de cuerpos plastinados, que ha creado Von Hagens en una antigua fábrica de los tiempos comunistas. Este espacio es la sede oficial denominada “Plastinarium”, y acoge, además del museo, los laboratorios y espacios de trabajo donde Von Hagens y su equipo realizan las plastinaciones (Figura 2 y 3).

La primera publicación de este revolucionario método la hizo el propio Dr. Von Hagens en 1979. La técnica rápidamente se expandió en los laboratorios de medicina humana y veterinaria de todo el mundo, en primer lugar en Europa y Norte América, y ahora, en más de 250 universidades de todo el mundo.

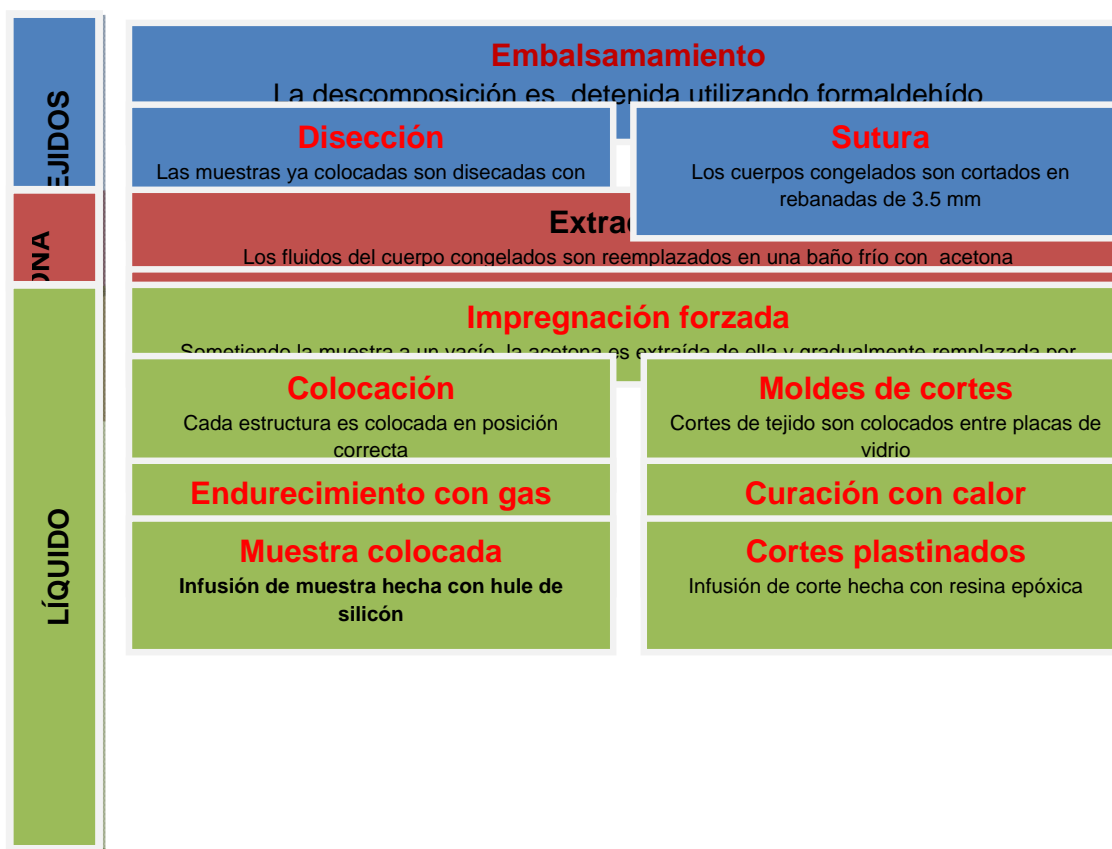
Figura 2 El Plastinarium de Guben

Fuente: http://www.acta.es/downloads/secciones_mfs/cultura_y_sociedad%20/460

La primera conferencia internacional de plastinación fue llevada a cabo en abril de 1982 en San Antonio, Texas; en abril de 1986, los participantes de la tercera conferencia crearon la Sociedad Internacional de Plastinación y en 1987 fue publicado el *“Journal of the International Society for Plastination”*.

La técnica de plastinación permite no solo la preparación de especímenes reales, los cuales son usados en la enseñanza de la anatomía, sino también en los laboratorios. Estos materiales permiten tanto en los profesores como estudiantes, la oportunidad de manipular especímenes sin el uso de equipo de protección.

Figura 3 El proceso de plastinación



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

En principio, la plastinación es relativamente sencilla. Existen dos fases de intercambio. En la primera, los fluidos corporales son reemplazados por acetona en un proceso de difusión. En la segunda, la acetona es sustituida por plásticos reactivos. Finalmente, el cuerpo es retirado del baño de plástico para ser curado y transformado en una muestra anatómica plastinada.

El paso decisivo a partir del cual el plástico líquido puede ser introducido a las últimas células, es la impregnación forzada por vacío. Por el mismo principio con el que un bebé succiona la leche del pecho de su madre, generando un vacío parcial, la acetona es aspirada del cuerpo y el vacío generado mantiene un constante suministro de plástico líquido a los tejidos.

Visto físicamente, el proceso aprovecha la diferencia de presión entre la acetona volátil y la solución de plástico, que tiene un alto grado de ebullición. Las partes más delgadas sólo necesitan un par de días para plastinarse; pero el cuerpo entero puede tardarse varias semanas en estar listo. Cuando el vacío cae por debajo de una centésima de la presión atmosférica normal (menos de 5 mm Hg) y sólo salen unas cuantas burbujas individuales de acetona, el cuerpo se puede remover del baño de plástico y curarse.

Las ventajas de la “impregnación forzada con plástico en el vacío” son las siguientes:

1. La impregnación se hace con una variedad de plásticos líquidos polimerizados.
2. Regulando la aspiración, la velocidad de la impregnación se puede adaptar al tipo de muestra, así como a densidad y viscosidad de los plásticos usados.
3. La impregnación minimiza los posibles encogimientos a temperaturas bajas.

Así pues, el proceso de plastinación permite numerosas variaciones. Por un lado implica que el proceso se vuelva muy complejo cuando se trata de detalles individuales. Por otro, sus virtudes son el resultado de esta misma complejidad. Si se desea alcanzar resultados óptimos, la elección de plásticos y el tipo de tecnología de plastinación pueden ser adaptados a la muestra en cuestión.

La mayoría de las muestras y en especial los huesos e intestinos, primero, tienen que ser despojados de la grasa, utilizando acetona a temperatura ambiente. Los cerebros en cambio, se encogerían sustancialmente si se les diera un tratamiento semejante. Lo mismo aplica a las muestras que aún tienen piel, tales como los embriones y el pescado; éstas requieren una cantidad especial de plástico. Congelar las muestras también puede causar su expansión, y cuando esto ocurre muy lentamente, se pueden formar cristales de hielo.

Los plásticos emulsificantes provocan hinchazón, por los que muchos inexpertos encuentran que después del proceso, un cerebro plastinado ya no cabe en su cráneo. Las series de cortes transparentes deben tener 5 mm de ancho cuando

son del abdomen, y de 3.5 mm cuando son de la cabeza. Todo esto depende, a su vez de más factores como la edad, la distribución de grasa y la congestión venosa entre otros.

A pesar del progreso, todavía falta mucho por investigar. Algo importante es mantener el color del tejido y la presentación real de los especímenes, así como mejorar la plastinación de cortes y el tratamiento de especies difíciles de conservar, como las medusas. El desarrollo de la plastinación y el del uso de plásticos van de la mano, pues las propiedades mecánicas y ópticas de los plásticos empleados, determinan en gran medida el carácter que tendrá la muestra plastinada. Los plásticos más comunes son el hule de silicón, las resinas epóxicas y las resinas de poliéster.

Después de ser curado, el hule de silicón se torna elástico y proporciona elasticidad a la muestra que refracta la luz muy levemente y mantiene su naturalidad. Por estas razones, el silicón se utiliza para plastinar órganos enteros y no cortes de los mismos; la plastinación de muestras de cuerpo entero es un avance más reciente.

Un silicón muy delgado ofrece los mejores resultados cuando se trata de órganos enteros. La curación a base de gas se utiliza para endurecer las muestras después de que todas sus estructuras hayan sido colocadas adecuadamente. La plastinación con hule de silicón es la más sencilla de todas las tecnologías, por lo que es la más utilizada.

Las propiedades altamente refractivas de las resinas epóxicas, permiten que los cortes de tejido saturado aparezcan transparentes cuando su superficie es lisa. Dado que la resina epóxica polimerizada es extremadamente dura, las mezclas de resinas epóxicas son el polímero elegido para plastinar muestras de cortes transversales. Aquí, las resinas son curadas a base de calor.

El uso de resinas epóxicas para la plastinación es muy útil para el análisis preciso y tridimensional de aquellos cuerpos que han sido cortados en una serie de secciones, facilitando la investigación de procesos tan complejos como el suministro de sangre a las rótulas o los caminos que toman los diminutos músculos y nervios alrededor de la próstata.

En el cerebro se utiliza, exclusivamente, una resina de poliéster altamente refractiva y tratada con luz UV. Para muestras gruesas y realistas se utilizan emulsiones polimerizables que se vuelven blancas en el proceso de curado.

Los científicos recién iniciados en la plastinación trabajan con uno o dos sistemas de polímeros, mientras los especialistas usan hasta diez. Los polímeros utilizados en la plastinación deben ser poco viscosos, resistentes a hacerse amarillos y compatibles con los tejidos que se están plastinando. Además, el tiempo disponible para procesar estos polímeros debe ser tan largo como sea posible o, mejor aún, ilimitado. Por estas razones, sólo se utilizan mezclas de polímeros desarrollados específicamente para la plastinación.

La plastinación ha llevado al arte anatómico un paso más adelante, tomando tejidos suaves, como los músculos y la grasa, y fijándolos en una postura determinada (Figura 4). Esto dio lugar a un tipo completamente distinto de muestras, incluyendo cortes del cuerpo de tan solo 3 mm de ancho y tan transparentes y coloridos como un vitral.

La habilidad de colocar el tejido suave de manera permanente, también hace posible la fragmentación del cuerpo en formas que son tanto estéticas como instructivas. Todo el proceso ofrece tantas nuevas formas de mirar el cuerpo, como la originalidad y la creatividad los permitan. Por ejemplo, el conocimiento abordable que busca un público general, que no está interesado en una cátedra de anatomía. Las muestras de cuerpo completo logran esto especialmente bien.

La conciencia intelectual del espectador se despierta por componentes de las muestras, tales como los órganos, músculos y huesos. Lograr esta forma de conciencia, genera más satisfacción que cuando se estudian órganos individuales o partes específicas del cuerpo como por ejemplo ver un esqueleto completo es más ilustrativo que ver un hueso aislado.

Con la técnica de plastinación, se ha vuelto posible conservar piezas anatómicas no solo del cuerpo humano, sino también de animales y vegetales de forma duradera, realista y estética, conservando así características anatómicas macroscópicas y sirviendo a propósitos de investigación no solo en la educación médica como en biología, veterinaria y múltiples disciplinas.

Figura 4 La plastinación como arte anatómico



Fuente: <http://comonolo.blogspot.com/2011/08/gunther-von-hangens-presenta-exposicion.html>

Como se ha mencionado, en la mayoría de los casos las piezas son deshidratadas con una solución de acetona a temperatura de -25°C . Sin embargo, diversos estudios han demostrado que la acetona es un poderoso carcinógeno ya que causa mutaciones en varios tipos de organismos primitivos y

en cultivos de células de mamífero. Por tal razón, se requiere plantear un nuevo método de plastinación en el que no se utilice acetona, identificando el tipo de resina o silicona más adecuado para la plastinación de los diversos sistemas orgánicos.

Con lo anterior, al cerrar completamente los recipientes en los cuales se realiza la deshidratación, disminuye la exposición a vapores de sustancias químicas incluyendo el formaldehído. Además, se elimina por completo el riesgo de exposición a agentes biológicos y se permite la manipulación sin necesidad de las medidas de bioseguridad del usuario final; se facilita la preservación durante más tiempo; y se resiste con mayor facilidad el trato, a veces inadecuado, por parte de los diferentes usuarios.

La literatura señala diferentes procesamientos de las muestras para plastinación en silicona, tanto a temperatura ambiente como en frío (Bravo, 2006; de Jong & Henry, 2007; Henry, 2007, 2007b), dependiendo de las siliconas utilizadas. Clásicamente se recomienda que las etapas iniciales de deshidratación con acetona sean en frío (entre 5C a .20C) para evitar el problema de la retracción.

La técnica de referencia es la ocupada por la Universidad de Murcia (de Jong & Henry), institución pionera y respetada internacionalmente en el campo de la plastinación por tanto es importante reconocer cada uno de los protocolos para poder compararlo con la técnica utilizada en este estudio.

4.1 Técnicas y protocolos

Plastinación con Silicona S – 10 Biodur. Es el producto de mayor uso ya que permite la plastinación de cualquier tipo de órgano o parte corporal. Las piezas de silicona mantienen una morfología tridimensional y pueden ser manipuladas directamente sin ningún tipo de protección.

Fijación. Encontramos diferentes técnicas como inmersión, infiltración, inyección, perfusión y dilatación. Todo esto actuando bajo el efecto de la solución fijadora (formol 2%, 5%, 10%).

Deshidratación. El protocolo a seguir durante la deshidratación es el siguiente:

- Pre-enfriar el órgano (a 5C por 12h en agua)
- Emplear los siguientes baños de acetona (a -25C)
 - Acetona 97% 2 -3 semanas
 - Acetona 100% 1 semana
 - Acetona 100% 1 semana, en donde se hará control semanal de % de acetona, la cantidad de agua residual que permanece en el órgano no ha de ser superior a 1 -2 % durante 3 – 5 días. Así mismo se verifican los cambios de acetona siempre a -25C, menor evaporación y se trabaja por debajo del punto de inflamación (-19C).
- Retirar tejido adiposo del órgano a temperatura ambiente:
 - Acetona / Cloruro de metileno 1 – 6 semanas
 - Control del color amarillo de la acetona
 - Tiempo de desengrase de las piezas a plastinar:
 - Tiempo prolongado 5 – 8 semanas (omentos, mesenterio, etc)
 - Tiempo reducido 3 – 5 días (cortes corporales)
- Pre – enfriar el órgano a 5C por 12 h en acetona 100%
- Enfriar el órgano a -25C en acetona 100%
- Final de la deshidratación, los órganos han de pasar a la cámara de impregnación en un tiempo prudencial (1-2 semanas).

Impregnación. El protocolo a seguir durante la impregnación dice:

Mezclar S-10/S-3 (100:1) a temperatura ambiente.

-
- Retirar el aire de la mezcla (vacío 10 – 5 mmHg).
 - Llevar la mezcla en la cámara de impregnación a -25C.
 - Llevar el órgano directamente del último baño de acetona (-25C) al interior de la cámara de impregnación con la mayor rapidez posible.

 - Colocar el órgano en la cámara de impregnación:
 - Evitar que queden por encima del nivel de la solución de polímero, pues tienden a flotar.
 - Evitar que queden presionadas con el fondo de la cámara.
 - Evitar que queden zonas que no estén en contacto con el polímero.

 - Mantener las piezas sumergidas sin presión de vacío 24 horas (para evitar retracción).

 - Iniciar la presión de vacío a primera hora de la mañana con 16 – 20 mmHg durante 24 h.

 - Controlar la presión de vacío según burbujas de acetona, con las siguientes fases de presión a alcanzar:
 - Presión a 50 mmHg (abundantes burbujas pequeñas)
 - Presión a 15 mmHg (burbujas de mayor tamaño)
 - Presión a 5 mmHg (ausencia de burbujas)

 - Para la presión de vacío, se rompe el vacío del circuito lentamente.
 - Mantener las piezas sumergidas en la mezcla S-10/S-3 durante 24 horas
 - Sacar las piezas impregnadas de la cámara y dejarlas escurrir a -25C, sobre la misma cámara. En este momento se inicia la fase de polimerización (curing).
 - Sacar las piezas impregnadas de la cámara y dejarlas escurrir a -25°C, sobre la misma cámara.

En este momento se inicia la fase de polimerización (curing)

Polimerización. Protocolo a seguir durante la polimerización:

- Dejar los órganos impregnados a temperatura ambiente de 8 a 24 horas (pre-polimerización).
 - o Se consigue retirar el exceso de polímero
 - o Se favorece la pre-polimerización por efecto del endurecedor S-3.
- Iniciar el curado de los órganos con el gas S-6
 - o Se realiza en la cámara de curado
 - o Se coloca un evaporador en el endurecedor S-6.
 - o Se previene la humedad con cristales de gel de sílice
- Retirar el exceso de polímero
 - o Se limpian las superficies del órgano / pieza, retirando el exceso de polímero cada 2-3 horas.
 - o Se cambia la posición del órgano para favorecer el curado homogéneo.
- Interrumpir la polimerización durante 18 horas durante los 2-3 primeros días.
 - o Se saca el órgano de la cámara de curado
 - o Se lleva a -25C protegido de la humedad (bolsa de plástico).
 - Se evita el excesivo drenaje de polímero fuera del órgano durante los primeros días de la polimerización.
- Exponer de forma permanente el órgano a los gases del endurecedor S-6, a partir del 3-4 día.
 - o Ha comenzado la polimerización en la superficie del órgano, el drenaje de polímero ha disminuido.
- Retirar el exceso de polímero frecuentemente.
 - o El polímero se hace más viscoso y pegajoso.

- La limpieza de las superficies ha de ser cada 1-2 horas para evitar que el exceso de polímero solidifique y enmascare el aspecto de la superficie del órgano.
- Mantener el órgano seco en la cámara de curado.
 - Una vez polimerizada la superficie del órgano mantenerlo expuesto a los gases de S-6 durante 4-5 días.
 - Mantener ambiente seco en la cámara de curado.
 - Se satura la superficie del órgano de gas S-6.
- Retirar las preparaciones de la cámara de curado
 - Ha finalizado el curado en superficie y ha de comenzar el curado hacia el interior del órgano.
- Iniciar la fase de curado final (3-4 meses)
 - Se coloca el órgano polimerizado en recipientes herméticos de plástico (bolsas con precinto).
 - Se han de mantener en estas bolsas durante 3-4 meses.
 - El exceso de gas S-6 que presenta la pieza va difundiendo hacia el interior completándose la polimerización de superficie a profundidad.
- Final de la polimerización.

No será necesario ningún tipo de mantenimiento especial posteriormente.

Plastinación de cortes poliéster. Técnica especialmente indicada para la plastinación de cortes de tejido nervioso, aunque también se puede aplicar a cualquier sección corporal de hasta 2 mm de grosor.

La fijación. Es necesaria para obtener la dureza suficiente para cortar el encéfalo.

- ✓ Tipos de fijación
 - Perfusión
 - Inmersión
 - Inyección
- ✓ Soluciones fijadoras
 - Formol 10%
 - Las soluciones embalsamadoras que emplean junto con el formol han de ser utilizadas con cautela pues pueden interferir en la correcta polimerización del poliéster
 - Incluir el encéfalo en bloque de gelatina 20% (opcional) para conservar unidas las distintas porciones de un mismo corte.
 - Obtención de cortes. Una vez determinado el plano de corte el encéfalo se divide en dos piezas con un cuchillo.
 - Sierra de disco. Seleccionar el grosor del corte en la sierra. El grosor preferido es 4, 6 u 8 mm pues para ellos hay tubos de silicona disponibles. Limpiar con agua el disco de la sierra después de cada corte.
 - Colocar los cortes en rejillas separados por el papel de filtro
 - Conservación de los cortes: en formol 5 – 10%, el tiempo que sea necesario, de esta forma se fijará la gelatina.
 - Lavar con agua corriente toda la noche.
 - Pre-enfriar los cortes 5C, antes de la deshidratación.
- ✓ Cortes corporales: la pieza se ha de colocar en la posición seleccionada para congelarla preferiblemente a baja temperatura.
 - Fijación. Es preferible tejido fresco, la fijación ha de ser empleada cuando se trata de material biológico de riesgo infectocontagioso. La principal razón para emplear tejido fresco es la conservación del color.
 - Las piezas cubiertas de pelo han de ser afeitadas.

- Las soluciones embalsamadoras que emplean junto con el formol otros componentes han de ser empleadas con cautela pues pueden interferir en la correcta polimerización del poliéster.
- Congelación de la pieza a cortar: los cadáveres completos o grandes piezas han de ser cortadas en porciones menores para facilitar su manipulación y evitar su descongelación durante el corte.
 - Congelación a -25C y preferiblemente llevar después 7-10 días a -70C
- Cortes: 2 – 4 mm
 - Sierra de banda
- El tope de la sierra se fija con el grosor de los cortes a obtener (2-3 mm) o utilizara nitrógeno líquido o nieve seca para mantener congelado el tope de la sierra mientras se están obteniendo los cortes.
 - Colocar los cortes en rejillas
- Mantener los cortes en con congelación con acetona a -25C, retirar el tejido que se pega en el corte por efecto de la hoja de sierra.
 - Sumergir los cortes en acetona a temperatura baja (-25C) y raspar las superficies del corte con un cuchillo o bisturí mientras los cortes están sumergidos.
 - Pulverizar un chorro de agua corriente de forma rápida para prevenir descongelación, antes de empezar la deshidratación.
 - Colocar los cortes en rejillas de aluminio. Estas rejillas con los cortes limpios se sumergen en acetona limpia a -25C. han de estar sumergidos y sin opción de flotar. Cada grupo de rejillas y cortes se puede atar en un paquete que facilite su manipulación durante los cambios de acetona o en su paso al baño de impregnación.
 - Conservar en acetona a -25C.

Deshidratación. El procedimiento recomendado para la deshidratación en plastinación es el empleo de acetona a -25C. la retracción es mínima con acetona fría. El empleo de etanol provoca alta retracción de los tejidos, sobre todo en

encéfalo. La acetona es el agente deshidratador ideal pues actúa como agente desengrasante y como solvente intermedio.

- ✓ Agitar la acetona con los cortes una vez al día, acelera la deshidratación.
- ✓ Se debe tener precaución pues en los cortes de encéfalo hay que controlar el % de acetona a diario y cambiar el baño de acetona cuando no varíe el % dos días seguidos. Cuidado con la manipulación de los cortes pues se vuelven quebradizos.
- ✓ En cortes corporales sin encéfalo mantenerlos en acetona o en cloruro de metileno 1 o 2 semanas a temperatura ambiente para favorecer el desengrasado de los cortes. La acetona ha de cambiarse cuando vira a amarilla lo que indica que está saturada de grasa.

Impregnación. La impregnación se realiza con resina P40: impregnación forzada, proceso de desplazamiento del solvente (acetona que ha sustituido al fluido tisular) fuera de la estructura celular de la pieza y se reemplaza por el polímero (P40).

- ✓ Sumergir las piezas en polímero.
- ✓ Colocar las piezas en P40 frío: 1 día antes de la impregnación.
- ✓ Mantener cubierto para prevenir la exposición a la luz, la luz UV actúa como catalizadores del P 40.
- ✓ Colocar el polímero con los cortes en la cámara de vacío.
- ✓ 2 cm de resina por encima del nivel de los cortes.
- ✓ Cubrir el cristal de vacío de la cámara con algo negro: proteger de la luz UV.
- ✓ Vacío: la bomba de vacío se enciende para calentarla antes de colocar los cortes en la cámara a temperatura ambiente. Cuando se aplica vacío en la cámara se ha de tapada para mantener la oscuridad.

- ✓ A medida que la presión disminuye la acetona se evapora saliendo de los cortes a la vez que el poliéster penetra en el tejido. Es necesario controles frecuentes del ritmo de evaporación de la acetona durante la impregnación.
- ✓ Vacío: empezar y ajustar, muchas burbujas aparecen lentamente.
- ✓ Válvula de entrada de aire:
 - Entre la bomba y la cámara de impregnación.
 - Cerrar para aumentar el vacío (menor presión)
- ✓ Disminuir presión (aumentar vacío) cada hora si no hay burbujas.
- ✓ Vacío final:
 - Temperatura ambiente. Vacío no inferior a 9 mm Hg
 - Si la impregnación es a temperatura fría (4C) el vacío no debe ser inferior a 5 mmHg.
- ✓ Si la presión alcanzada es menor comenzará la extracción de Styrene monómero y obstruirá la bomba.
- ✓ Las burbujas de acetona disminuyen predominando las de gran tamaño.
- ✓ Duración de la impregnación: 24 – 48 horas.
- ✓ Guardar las secciones en el polímero de impregnación en frío o en congelación hasta realizar la polimerización.
- ✓ Guardar en frío y oscuridad el P40 empleado para impregnar, puede reutilizarse en nuevas impregnaciones.

Casting y Polimerización.

- ✓ Casting de los cortes en cámaras planas:
 - Cámaras de cristal planas individuales
 - Las características de los cristales deben ser lisos normales o templados de 2 mm de grosor y se debe seleccionar cristales de al menos 7 cm mayor que el mayor de los cortes.
 - Un menor grosor de cristal (2 mm) favorece la disipación del calor producido durante la polimerización.
 - Un menor grosor del cristal disminuye el tiempo de polimerización.
- ✓ Junta selladora de silicona para colocar entre los cristales:

- Tubos de silicona con los cuales se necesita pocos clamps y poca presión.
- Cordón de silicona, goma PVC o tubo con los que se necesitan más clamps y mayor presión para cerrar la cámara.
- ✓ Montar la cámara plana:
 - Colocar tumbado el cristal
 - Cortar el tubo a la longitud del perímetro del cristal
 - Colocar el tubo de silicona en el extremo del cristal a unos 2 cm por encima (2/3 de tubo a un lado y 1/3 al otro lado).
 - Colocar el cristal superior
 - Girar el tubo hacia arriba a ambos lados y a 2 cm del perímetro en ángulo de 90 grados
 - Colocar dos clamps en los lados a cada lado sobre la goma
 - Añadir tantos clamps como sean necesarios de arriba abajo
- ✓ Llenar la cámara con P40
 - El poliéster, los cortes y la cámara deben estar a la misma temperatura.
 - Para prevenir que los cortes floten (si el encéfalo está más frío que la resina tenderá a flotar).
 - Llenar la cámara hasta tres cuartas partes con P40 nuevo o con la mezcla p40/A4 (100:1-2).
- ✓ Colocar el corte en la cámara:
- ✓ Extracción de burbujas
 - Colocar la cámara vertical o en ángulo, muchas burbujas saldrán.
- ✓ Burbujas atrapadas: colocar un alambre de 1 mm para provocar la salida de las burbujas.
 - Inclinar hacia una posición más horizontal para permitir la salida de las burbujas.
 - Colocar una cuña de madera en la parte abierta alta del cristal.

- ✓ Colocación del corte: utilizar un alambre de 1 mm de diámetro con el extremo romo para centrar el corte.
- ✓ Método de sellado:
 - Llenar la cámara con polímero 2 cm en la parte superior
 - Verter el poliéster en los bordes de la cámara, no en el centro, para evitar la formación de burbujas de aire
 - En la zona donde se juntar los dos tubos sellar con pasta sellante de Biodur
- ✓ Extracción de burbujas en una cámara sellada:
 - Elevar un ángulo para llevar las burbujas allí
 - Colocar un alambre de 1 mm o una aguja hipodérmica entre la goma y el cristal para permitir que salga el aire.
- ✓ Posición del corte:
 - Insertar una o dos (2-4 mm) bolas de acero inoxidable antes de sellar la goma en la parte superior.

Usando un imán fuerte, empujar el corte a la posición adecuada.

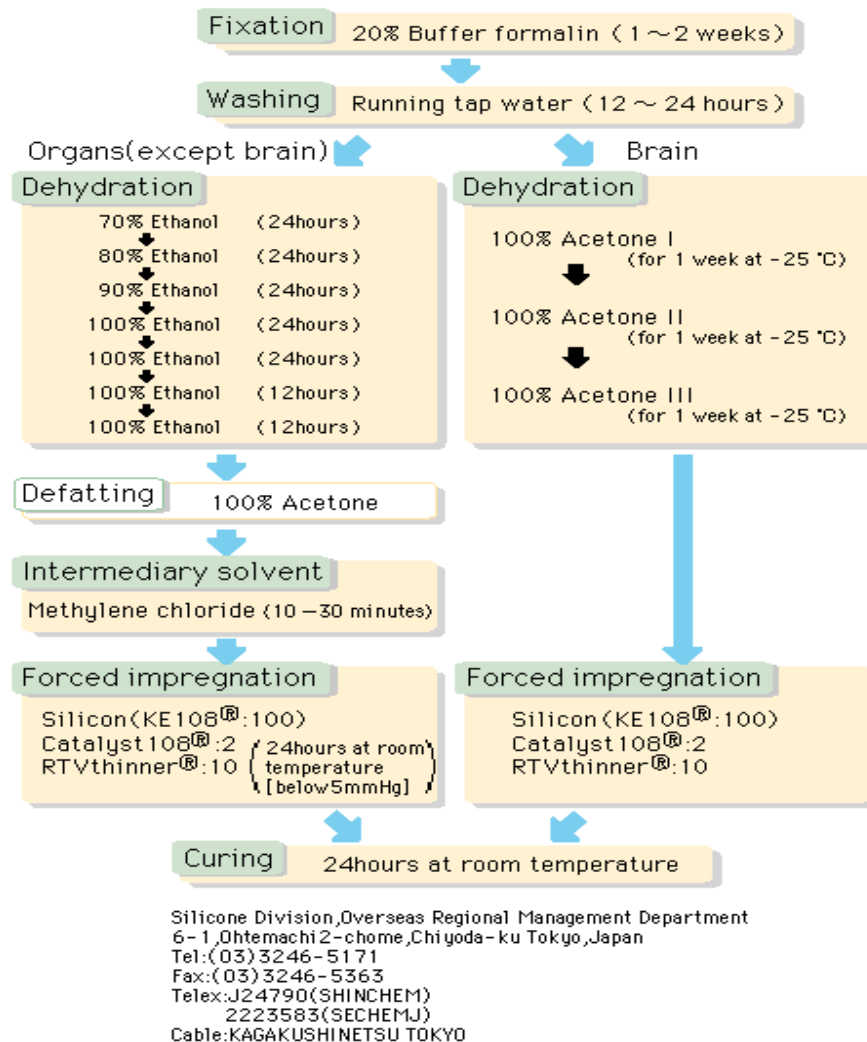
5. Metodología

Este trabajo se diseñó como una aplicación de la técnica de plastinación orientados con base en los protocolos establecidos por la universidad de Murcia en España y neozelandés modificados y adaptados para Departamento de Morfología de la Universidad Nacional de Colombia (Figura 5).

De ahí que este trabajo de grado presente resultados que deban considerarse como el primer producto formal de muchos que pueden sobrevenir como fruto de una aplicación especializada y creciente lógico-formal sobre los datos, por un lado, pero también como resultado de la explicitación y comparación de las lecciones metodológicas dadas por el Departamento de Morfología de la Universidad Nacional de Colombia con respecto a estándares internacionales que podrían dejar y permitir un protocolo definido para la Unidad.

En conjunto y para cada fase de esta aplicación se ha revisado el cumplimiento de los siguientes principios que regulan la actividad científico social:

- (a) objetividad y rigurosidad
- (b) fundamentación teórica
- (c) precisión conceptual
- (d) orientación empírica

Figura 5 Protocolo Neozelandés para plastinación.

Fuente: <http://www.kawasaki.m.ac.jp/mm/PLASTINATION.HTML>.

La construcción del objeto de estudio se estructuró metodológicamente en torno a objetivos de medición y arreglos protocolarios de acuerdo a instrucciones dadas por el director y asesor de Tesis.

La posibilidad de alcanzar estos objetivos no obedecen a la confección de un listado de técnicas de investigación, independientemente que cada una de ellas esté bien diseñada para cumplir con su objetivo; por el contrario, dependen en

primer lugar, de un reconocimiento integral del conjunto de medios que intervienen en el momento de la aprehensión – incluso en la aplicación de la técnica de la plastinación en su totalidad -, lo cual conduce a procedimientos de registro de la información obtenida, protocolos de seguridad, estructura de toma de decisiones, etc, cuya forma y contenido es desemejante de los medios entendidos como tipo de técnicas o instrumentos de investigación, pero que tienden a resultar tanto o más fundamentales que éstos.

En este capítulo se hace una exposición sintética de la metodología, que comenzó a perfilar su horizonte de posibilidades desde el mismo momento en el que se inició el proceso de formación en la Maestría en Morfología Humana de la Universidad Nacional de Colombia, hasta avanzar hacia una enumeración y caracterización teórica y metodológica apoyada en la aplicación de la enseñanza de Anatomía en la Facultad de Medicina. El trabajo que se realizó entre agosto del 2010 y junio de 2012.

Se entregó cronograma de trabajo inicial (Anexo 1), se realizó inventario previo de los insumos existentes en el laboratorio de plastinación y procesamiento de cadáveres de la Universidad Nacional de Colombia (Tabla 1) y de las piezas plastinadas obtenidas por el Dr. Beltrán¹ en el año 2009 (Figura 6).

¹ Dr. Jaime Alfonso Beltrán Guerra. Profesor Asociado – Unidad de Anatomía y Embriología – Departamento de Morfología Facultad de Medicina – Universidad Nacional de Colombia.

Tabla 1 Insumos disponibles.

UNIDADES	PRODUCTO	MARCA
4	Líquido acrílico auto polimerizante con Cross link. Unidad por 4 Gal.	VERACRIL
10	Líquido acrílico auto polimerizante con cross link. Unidad por 1000 cc	VERACRIL
8	Resina acrílica base dentadura transparente termopolimerizable. Unidad por 500 g.	VERACRIL
5	Resina acrílica para preparaciones transparentes. Unidad por 500 g	VERACRIL
0,5	Resina cristalina 818. Unidad por 20 kg	ERA
3	Resina poliéster. Caucho látex. Unidad por botella.	
3	Calcio Cloruro dihidrato. Unidad por kg	CARLO ERBA
1	Citrato de Sodio. Comercial. Unidad por 25 lb.	MERCK
2,5	Etanol. Unidad por 2,5 L	MERCK
1	Amoniaco integral. Limpiador desinfectante. Unidad por 5 litros.	
1	Peróxido de Hidrógeno. Unidad por 600 g	PEROX MERCK
1	FORMOL. Presentación por 2,5 gal	
1	Nitrato de Potasio por 1Kg	MERKC
1	Nitrato de Potasio por 1Kg	FABROQUIM LTDA.
1	Resina Epóxica por 1 Kg. Envase vidrio común	
1	Calcio Cloruro Dihidrato por 1000 g	CARLO ERBA
	Acetato de Potasio por 1 Kg. Contenido no completo. Envase no sellado.	CARLO ERBA
1	Endurecedor por 850 g. Envase vidrio común.	

Fuente: Elaboración propia, Julio 2011

Figura 6 Piezas plastinadas laboratorio de Morfología de la Universidad Nacional de Colombia.



Fuente: Elaboración propia, Julio 2011

De acuerdo al cronograma inicial propuesto se realizó solicitud de presupuesto para el trabajo de grado el cual entró en el comité No. 003 del 6 de Abril de 2011 en donde el Subcomité Asesor decidió dar aprobación (Anexo 2).

Durante los meses de Agosto, Septiembre y Octubre de 2011 se realizaron las órdenes de compra de acuerdo al presupuesto asignado para el proyecto de grado mediante el acta 007 del 8 de Junio de 2011 del Subcomité Asesor de la Maestría, en el numeral 2 titulado “**Aprobación de presupuesto para el proyecto de los estudiantes de segundo semestre Andrés Fernando Bula Calderón y Luz Amparo Arias López**”, y el 13 de Octubre de 2011 se recibe e ingresa al inventario los insumos correspondientes a las órdenes de compra (Tabla 2).

Tabla 2. Orden de compra insumos.

REFERENCIA	DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD	MARCA
9000-03	ALCOHOL ETÍLICO ABSOLUTO P.A. POR 4 L	UNIDAD	7	J.T. BAKER
9084-03-C	2-PROPANOLOL P.A. (ALCOHOL ISOPROPÍLICO) POR 4 L	UNIDAD	7	J.T. BAKER
680-8- JACKSON	GUANTE JACKSON NITRILO VERDE TALLA M	UNIDAD	2	JACKSON
R2055	AGUA OXIGENADA 30% POR 500 ML	UNIDAD	6	MDL. LABS
318	RESINA DE POLIESTER CRISTAL POR 25 KG	UNIDAD	1	NACIONAL
9006-03-C	ACETONA P.A. POR 4 L	UNIDAD	8	J.T. BAKER

Fuente: Elaboración propia, Octubre de 2011

Se desarrollaron formatos de seguimiento de avance con el fin de aplicar en cada una de las fases del proceso de plastinación (Anexo 3).

5.1 Tipo de estudio

Este trabajo de grado se enfocó en un estudio exploratorio descriptivo para encontrar los datos de investigación. Se definieron propiedades y se describieron características y perfiles importantes del fenómeno de plastinación sometido a análisis. Así mismo se relacionó con una serie de cuestiones y se midió la información sobre cada una de ellas para describir lo investigado.

Este estudio es descriptivo y de enfoque cuantitativo debido a que recolectó datos para comprender el proceso de plastinación adaptado.

5.2 Diseño de la investigación

En este trabajo de grado se aplicó el método de investigación de Hernández, et al (2001) que aclara lo siguiente:

- No experimental, debido a que no se pueden manipular las variables
- Transaccional debido a que en un solo tiempo se realizaron la recolección de datos.
- Descriptivo debido a que se presentó una guía de normatización adaptada en el proceso de plastinación en la Universidad Nacional de Colombia.

5.3 Población

Dirigido a estudiantes de pre y posgrado de la carrera de Medicina, Terapia Física, Nutrición y Dietética y Odontología de la Universidad Nacional del Colombia inicialmente.

5.4. Selección de la muestra

Se utilizó una muestra no probabilística y de conveniencia debido a que no se utilizaron procedimientos de selección por casualidad, sino que más bien dependieron del juicio personal del investigador.

Se escogieron y disecaron 12 piezas formolizadas disponibles en el anfiteatro de la facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia tanto en plastrones individuales como de cadáveres logrando obtener las mejores muestras y de mejor calidad.

Al final se obtuvieron las siguientes piezas formolizadas: dos fetos; una mano; un corte transversal de cara a nivel de la mandíbula; un corte transversal de cara a nivel de nariz; un riñón; un bazo; un hígado; un plastrón de estómago, duodeno y páncreas; un plastrón cardiopulmonar y tres cortes de cerebro.

Se inició registro de variables a estudio dados por color (fotografía), peso (gramos), largo (centímetros), ancho (centímetros) y grosor (centímetros) (Figura 7 a Figura 19).

Figura 7 Pieza 1. Feto A.

Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

Figura 8 Pieza 2. Feto B.

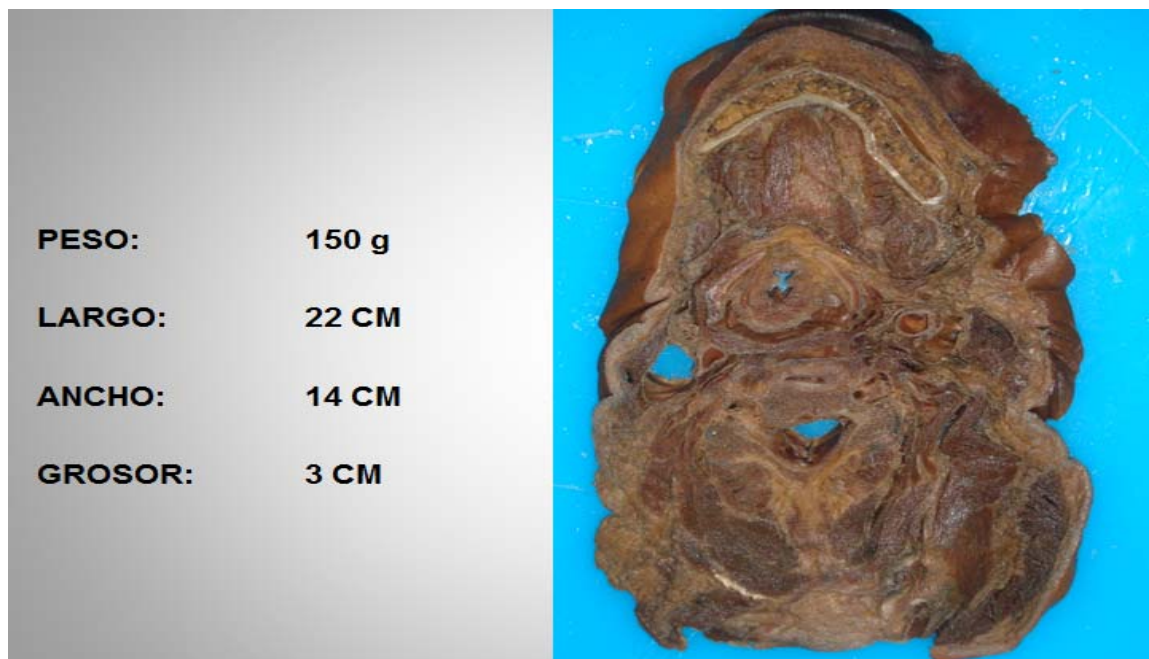
Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

Figura 9 Pieza 3. Mano.

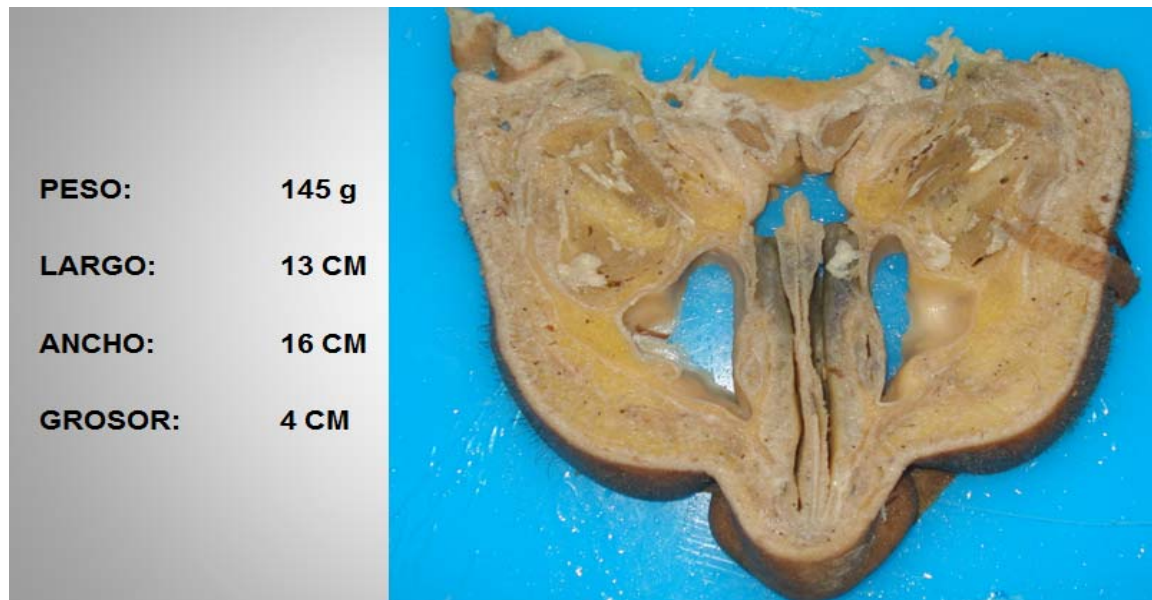


Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

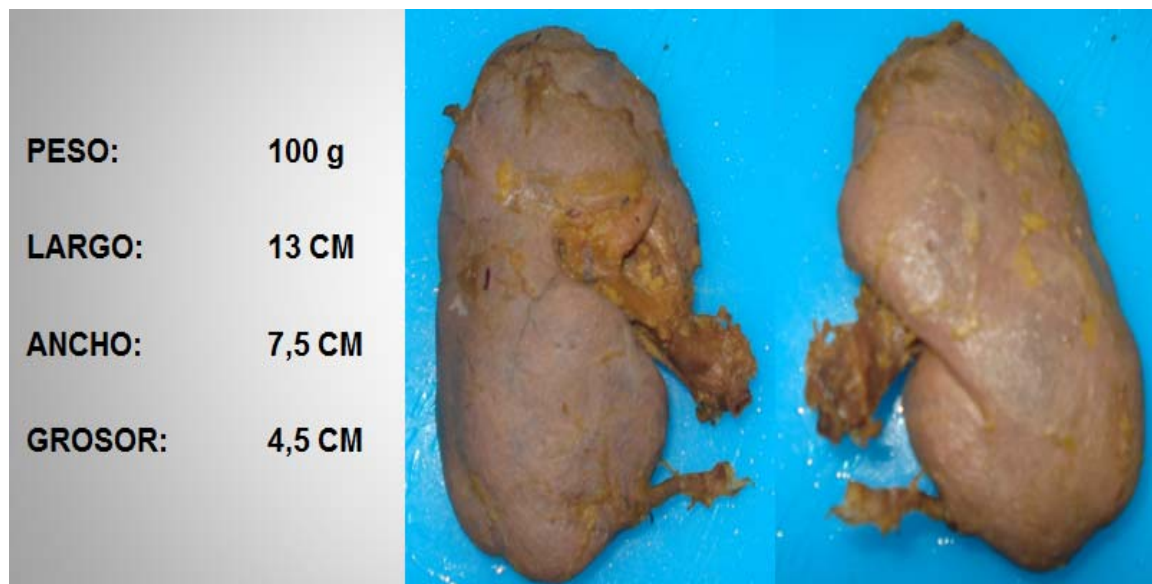
Figura 10 Pieza 4. Corte transversal mandíbula.



Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

Figura 11 Pieza 5. Corte trasversal nariz.

Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

Figura 12 Pieza 6. Riñón.

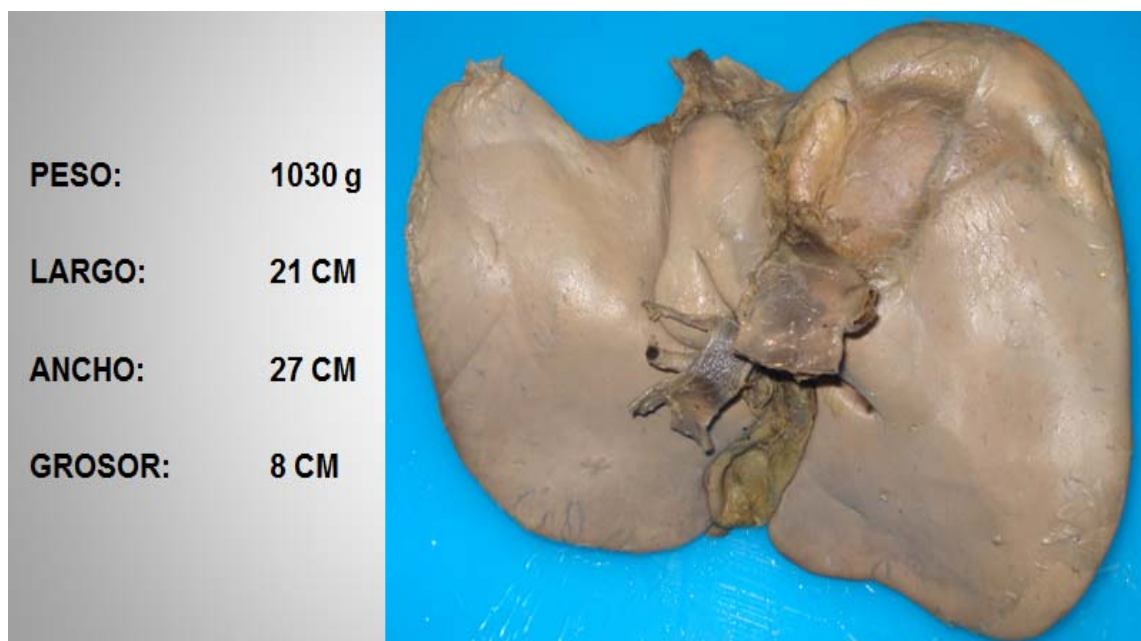
Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

Figura 13 Pieza 7. Bazo.



Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

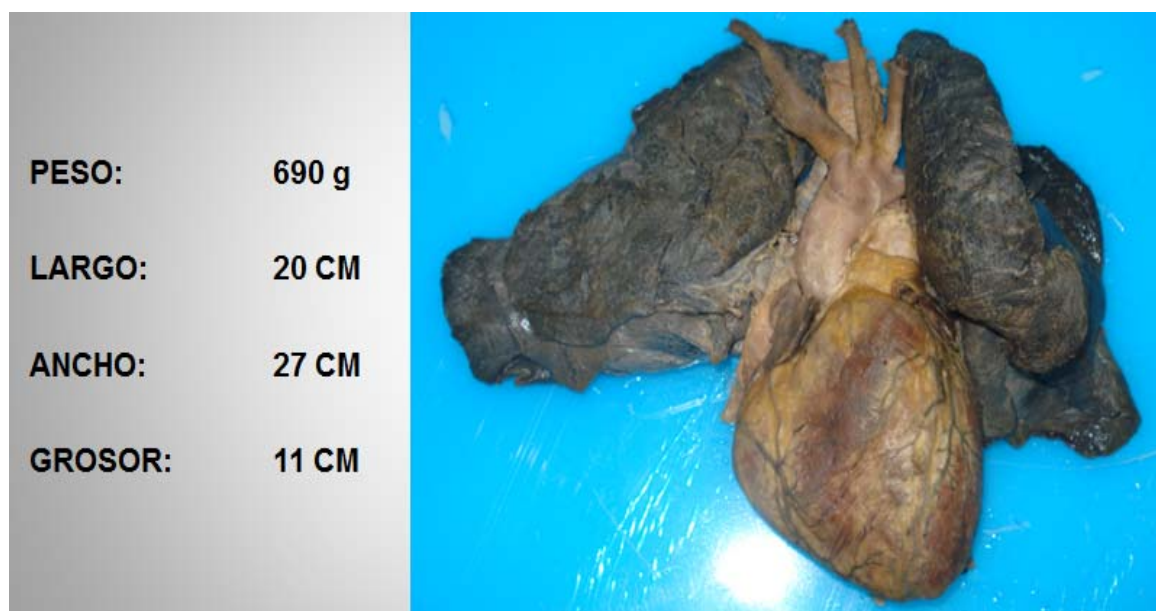
Figura 14 Pieza 8. Hígado.



Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

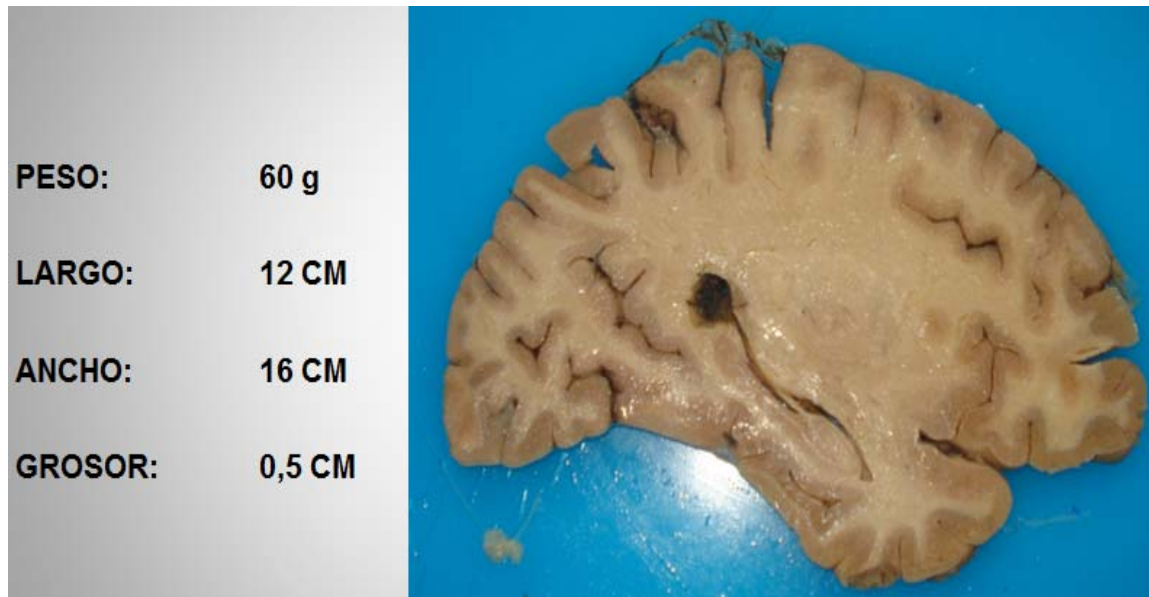
Figura 15 Pieza 9. Páncreas.

Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

Figura 16 Pieza 10. Plastrón Cardiopulmonar.

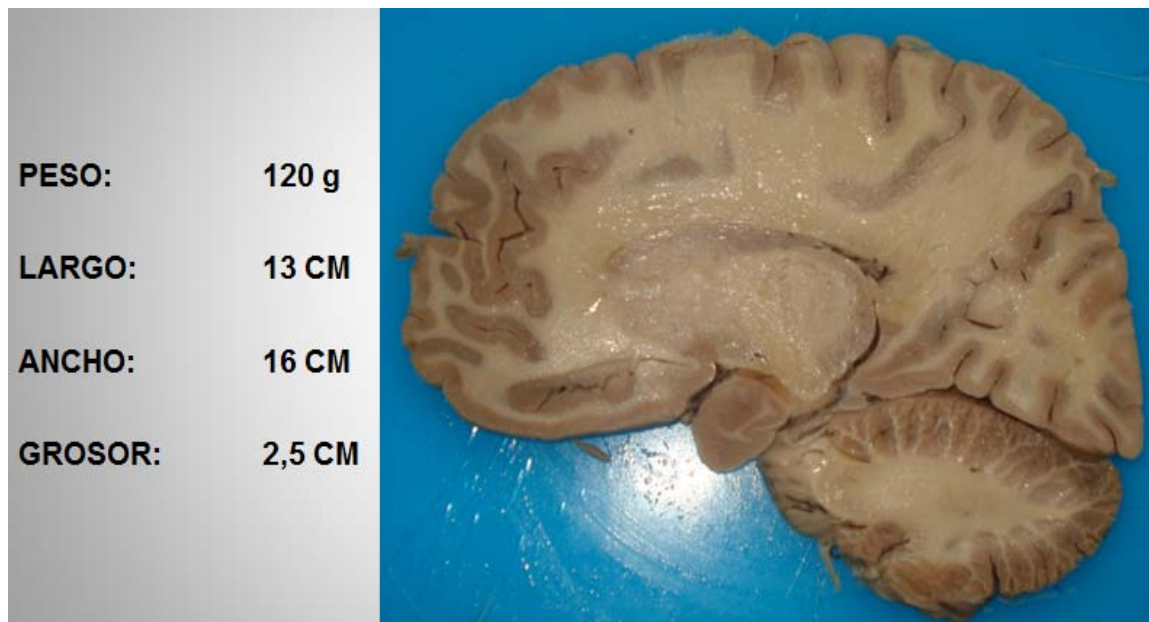
Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

Figura 17 Pieza 11. Cerebro 1.

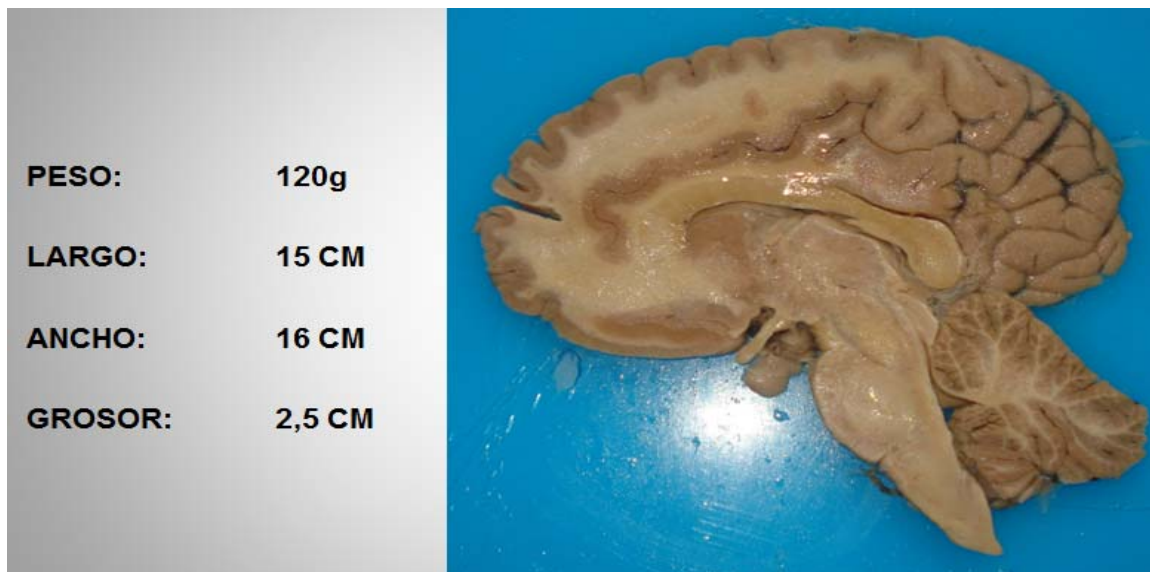


Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

Figura 18 Pieza 12. Cerebro 2.



Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

Figura 19 Pieza 13. Cerebro 3.

Fuente: Elaboración propia, Enero 2012

5.5 Variables

5.5.1 Variable cualitativa nominal.

En donde los valores no pudieron ser sometidos a un criterio de orden que en este caso viene dado por el color de cada pieza anatómica evaluados por medio de fotografías en cada fase.

5.5.2 Variable cuantitativa continúa.

Ya que pudieron adquirir cualquier valor dentro de un intervalo especificado de valores. Para este trabajo se utilizó la medición de:

Longitud. Se trata de la magnitud física que expresa la distancia entre dos puntos. El sistema Internacional establece que su unidad de medida es el metro.

Ancho. Se trata de la magnitud física que expresa la distancia entre lado y lado. El Sistema Internacional establece que la unidad de medida es el metro.

Grosor. Se trata de la magnitud física que expresa la medida del grueso o anchura de un sólido. El Sistema Internacional establece que la unidad de medida es el metro.

Peso. Se trata de la magnitud física que es expresada en kilogramos.

Temperatura. Es una magnitud referida a las nociones comunes de caliente, tibio, frío que puede ser medida con un termómetro.

5.6 Instrumentos

Para la medición de las magnitudes físicas referidas en el aparte anterior de cada pieza anatómica seleccionada se escogieron los siguientes instrumentos de medida y unidades de medición:

Para medir peso se escogió una balanza digital y se reportó en gramos; para medir longitud se escogió una cinta métrica y se reportó en centímetros; para medir grosor se escogió una cinta métrica y se reportó en centímetros; para medir ancho se escogió una cinta métrica y se reportó en centímetros y para medir temperatura se escogió termómetro con barra de mercurio y se reportó en grados Celcius.

5.7 Instalaciones y equipos

Se contó con la adecuación e infraestructura del laboratorio plastinación de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia (Figura 20).

El laboratorio cuenta con:

Cámara de vacío. De paredes rígidas del que se extrae el aire y otros gases mediante una bomba de vacío. La baja presión resultante, comúnmente llamada vacío, permitió llevar a cabo la fase de impregnación de la guía de normatización para plastinación (Figura 21).

Figura 20 Laboratorio de Plastinación.

Fuente: Elaboración propia, Julio 2011

Figura 21 Cámara y bomba de vacío.

Fuente: Elaboración propia, Julio 2011

El sistema de extracción e inyección de aire. Con el que la renovación de aire en el interior del laboratorio asegura la limpieza del aire no respirable; asegura la salubridad del aire, tanto el control de la humedad, concentraciones de gases o particular en suspensión y disminuye las concentraciones de gases o partículas a niveles adecuados para el funcionamiento de los equipos (Figura 22).

Área de procesamiento de muestras que cuenta con dos salas adecuadas para las fases de fijación, desengrase, deshidratación, impregnación y curado; cada una de ellas cuentan con sistemas de aire acondicionado que permiten la filtración del material particulado ambiental, control de temperatura y humedad. Todas las superficies están acondicionadas con materiales vinílicos libres de metales, cada dependencia cuenta con un sistema surtido de acueducto y alcantarillado que permite usarse en cualquier punto para el trabajo biológico (Figura 23).

Figura 22 Sistema de Extracción de Aire.



Fuente: Elaboración propia, Julio 2011

Área de procesamiento de muestras que cuenta con dos salas adecuadas para las fases de fijación, desengrase, deshidratación, impregnación y curado; cada una de ellas cuentan con sistemas de aire acondicionado que permiten la filtración del material particulado ambiental, control de temperatura y humedad.

Todas las superficies están acondicionadas con materiales vinílicos libres de metales, cada dependencia cuenta con un sistema surtido de acueducto y alcantarillado que permite usarse en cualquier punto para el trabajo biológico (Figura 23).

Un congelador horizontal 15 pies (tres tapas) para la fase de deshidratación (Figura 24).

Un congelador horizontal 10 pies (dos puertas) usado para la fase de curado (Figura 25).

Figura 23 Área de procesamiento.



Fuente: Elaboración propia, Julio 2011

Figura 24 Congelador Horizontal 15 pies (tres tapas)



Fuente: Elaboración propia, Julio 2012

Figura 25 Congelador Horizontal 10 pies (dos puertas).



Fuente: elaboración propia, Julio de 2011

5.8 Materiales e insumos

Se obtuvieron y utilizaron los siguientes materiales de menaje:

- a. Dos bombas de acuario
- b. Una cuchara de palo para mezclar resina con estireno monómero
- c. Una manguera de 2 m de longitud para las bombas de acuario
- d. Limpiones
- e. 8 Recipientes ESTRA de 9 litros
- f. 2 Recipientes ESTRA de 5 litros
- g. Aireador de carbón
- h. Dos nebulizadores
- i. Tres recolectores de humedad con componente activo de gel de sílice desecante
- j. Una caja de guantes de látex
- k. Uniformes anti fluidos
- l. Delantales de goma negro
- m. Botas de caucho
- n. Rollo de polietileno negro de alta densidad
- o. Cinta adhesiva multiuso 2 por 10 m gris
- p. Masilla epóxica
- q. Tapabocas quirúrgica
- r. Semimáscara respiratoria con cartuchos
- s. Gafas de seguridad industriales protección Northon
- t. Rotuladores adhesivos
- u. Guantes Jackson nitrilo verde talla M
- v. Cámara fotográfica Sony
- w. Termómetro plástico con barra de mercurio

Para el proceso elaborado en este trabajo se utilizaron los insumos relacionados en la Tabla 3

5.9 Procedimientos

5.9.1 Bioseguridad.

Se implementaron las conductas básicas de bioseguridad en el laboratorio de plastinación de acuerdo a guías internacionales de la Organización Mundial de la Salud, Ginebra, 2005.

Se definieron el conjunto de medidas preventivas, destinadas a mantener el control de factores de riesgo procedentes de agentes biológicos, físicos o químicos, logrando la prevención de impactos nocivos, asegurando que el desarrollo del trabajo y producto final de esta investigación no atentaran contra la salud y seguridad de cada uno de los integrantes que participaron.

Tabla 3. Insumos

REFERENCIA	DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD	MARCA
9000-03	ALCOHOL ETÍLICO ABSOLUTO P.A. POR 4 L	UNIDAD	7	J.T. BAKER
9084-03-C	2-PROPANOLOL P.A. (ALCOHOL ISOPROPÍLICO) POR 4 L	UNIDAD	7	J.T. BAKER
R2055	AGUA OXIGENADA 30% POR 500 ML	UNIDAD	6	MDL. LABS
318	RESINA DE POLIESTER CRISTAL POR 25 KG	UNIDAD	1	NACIONAL
30807	OCTOATO DE COBALTO POR 2 Kg	UNIDAD	1	NACIONAL
	JABÓN LÍQUIDO GERMIDINA POR 1 L	UNIDAD	1	NACIONAL
	ESTIRENO MONÓMERO POR KG	UNIDAD	11	NACIONAL
9006-03-C	ACETONA P.A. POR 4 L	UNIDAD	8	J.T. BAKER

Fuente: Elaboración propia, Noviembre 2011

5.9.1.1 Precauciones estándar.

- ✓ Todos los restos y fluidos corporales independientemente de su procedencia o motivo por el cual haya ingresado al Laboratorio de Plastinación, se consideraron como potencialmente infectantes, por lo cual se tomaron las precauciones necesarias para prevenir que ocurrieran accidentes.
- ✓ Se utilizaron todos los elementos de protección personal durante la realización de cada uno de los procedimientos (gorro, bata anti fluidos, tapa bocas, gafas, botas, guantes, mascarilla). Así mismo se emplearon delantales impermeables.
- ✓ Por cada procedimiento realizado se lavó las manos antes y después.
- ✓ Se utilizaron todas las medidas de precaución para evitar accidentes con elementos corto punzante.
- ✓ Se utilizaron guantes en todo procedimiento donde pudiera existir riesgo de contacto con fluidos, químicos etc.
- ✓ Se desarrolló el hábito de mantener las manos lejos de la boca, nariz, ojos cara evitando de esta manera la auto inoculación.
- ✓ Se utilizaron botas de caucho impermeables y con suela antideslizante para evitar accidentes químicos que pudieran ser ocasionados por químicos derramados y contaminación con fluidos potencialmente infectantes. De igual forma se realizó limpieza permanente para evitar la proliferación de microorganismos.

5.9.1.2 Manejo de desechos y residuos infecciosos

Estos residuos fueron constituidos por tejidos, órganos, partes del cuerpo y fluidos corporales que se removieron durante la disección de las piezas anatómicas y todos aquellos químicos que se utilizaron en las diferentes fases del proceso.

- ✓ Los residuos líquidos se depositaron con cuidado en un sumidero o lavado previamente desinfectado con hipoclorito de sodio. Los recipientes para desechar fueron rígidos, impermeables, resistentes a ácidos, álcalis y de cierre hermético.

- ✓ El transporte del material contaminado del laboratorio de plastinación, lo realizó el personal técnico con los medios adecuados y equipo de protección personal.
- ✓ Se utilizaron bolsas rotuladas como Riesgo Biológico o Material Contaminado y fueron eliminados por ruta de desechos por ECOCAPITAL.
- ✓ El almacenamiento y transporte se realizó en condiciones seguras para su disposición cuidando temperatura, humedad y rotación.
- ✓ Los recipientes con residuos nunca se apilaron o se colocaron en zonas elevadas, tanto durante su almacenamiento intermedio como durante el transporte.

5.9.1.3 Manejo de elementos corto punzantes. Durante la manipulación, limpieza y desecho de los elementos corto punzantes (bisturís, cuchillos u otros), se tomaron rigurosas precauciones para prevenir accidentes.

5.9.1.4 Eliminación de basuras. Se utilizaron las normas internacionales para la eliminación de basuras por medio de bolsas de colores.

- ✓ Color verde: Desechos ordinarios no reciclables
- ✓ Color rojo: Desechos que impliquen riesgo biológico
- ✓ Color rojo: Desechos anatomopatológicos
- ✓ Color gris: Desechos reciclables

5.9.1.5 Bioseguridad reactivos

Se siguieron las medidas de bioseguridad de acuerdo a la instrucción dada de cada ficha técnica internacional.

5.9.2 Protocolo estandarizado para plastinación de piezas anatómicas

Con la finalidad de realizar el presente trabajo, los procedimientos a utilizar para el logro de los objetivos se cumplieron en siete fases (Tabla 4).

Además de esto se organizaron las piezas anatómicas en cuatro recipientes distribuidos así:

Recipiente 1 (9 litros). Piezas 1, 2, 4 y 5

Recipiente 2 (9 litros). Piezas 3, 7 y 10

Recipiente 3 (9 litros). Piezas 6, 8 y 9

Recipiente 4 (5 litros). Piezas 11, 12 y 13

Tabla 4 Protocolo para plastinación de piezas anatómicas.

PROCESO	REACTIVOS	TIEMPO	TEMPERATURA
REGENERACIÓN	ALCOHOL ETÍLICO 50%, PERÓXIDO DE HIDRÓGENO 25%, AGUA 25%	72 HORAS	15-20 C
FIJACIÓN	FORMOL 10%	1 SEMANA	-4 C
DESENGRASE (OPCIONAL PARA ENCEFALO)	ALCOHOL ISOPROPÍLICO 60%	1 SEMANA	15 A 20 C
DESHIDRATACIÓN	ALCOHOL ETÍLICO EN CONCENTRACIONES CRECIENTES 50%, 60%, 70%, 80%, 90% 100%. ACETONA 100%	72 HORAS POR CADA SOLUCIÓN DE ALCHOL Y UNA SEMANA DE ACETONA	-10 C
IMPREGNACIÓN AL VACÍO	RESINA POLIESTER 70%, ESTIRENO MONÓMERO 30% A 20 psi	10 DIAS	-25 C
PRECURADO	ALCHOL ISOPROPÍLICO	PRIMERA HORA. SE USA PARA RETIRAR EXCESO DE RESINA, PRECAUCIÓN PUES PUEDE ALTERAR DEMASIADO EL COLOR	0 – 5 C
CURADO	OCTOATO DE COBALTO VAPORIZADO Y VENTILADO	4 -8 SEMANAS	15 – 20 C

Fuente: Plastificación. Guía de Normatización I. Dr. Jaime Alfonso Beltrán Guerra. Profesor Asociado – Departamento de Morfología Facultad de Medicina – Universidad Nacional de Colombia

5.9.2.1 Fase I. Regeneración.

Esta fase se realizó preparando una solución con Alcohol etílico 50%, Peróxido de hidrógeno 25% y agua 25% y se distribuyeron las piezas anatómicas en 3 recipientes de 9 litros y uno de 5 litros por 72 horas a una temperatura ambiente entre 15 – 20 C. Cada recipiente de 9 litros quedo con un contenido total de solución preparada de 4500 cc (2250cc de alcohol etílico + 1125 cc de agua + 1125 cc de H₂O₂) (Cuadro 1). Los cortes cerebrales correspondientes a Cerebro 1, 2 y 3 no fueron sometidos a esta fase (Figura 26).

Cuadro 1 Registro de reactivos utilizados en la Regeneración.

REGENERACIÓN										
RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR RECIPIENTE			CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR PIEZA ANATÓMICA						
	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 50%	H2O2 (cc) 25%	Agua (cc) 25%	MUESTRA	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 50%	% CONSUMO	H2O2 (cc) 25%	% CONSUMO	Agua (cc) 25%	% CONSUMO
1	2250	1125	1125	1	562,5	8%	281,25	8%	281,25	8%
2	2250	1125	1125	2	562,5	8%	281,25	8%	281,25	8%
3	2250	1125	1125	3	750	11%	375	11%	375	11%
4	0	0	0	4	562,5	8%	281,25	8%	281,25	8%
				5	562,5	8%	281,25	8%	281,25	8%
				6	750	11%	375	11%	375	11%
				7	750	11%	375	11%	375	11%
				8	750	11%	375	11%	375	11%
				9	750	11%	375	11%	375	11%
				10	750	11%	375	11%	375	11%
				11	0	0%	0	0%	0	0%
				12	0	0%	0	0%	0	0%
				13	0	0%	0	0%	0	0%
TOTAL	6750	3375	3375		6750	100%	3375	100%	3375	100%

Fuente: Elaboración propia, Enero de 2012

En esta fase del proceso el objetivo fue recuperar las muestras anatómicas que habían sido sometidas a glicerina para su conservación. En este parte se puso en evidencia no solo la eliminación de la glicerina utilizada en las mesas de disección

de las salas del anfiteatro, sino la disminución marcada del grado de oxidación de las piezas dado por la recuperación de un color fresco, mejorando así algunas piezas deterioradas al ofrecer una apariencia fresca.

Figura 26 Fase I. Regeneración



Fuente: Elaboración propia, Febrero de 2012

5.9.2.2 Fase II. Fijación

Se realizó en solución de Formol al 10% y en inmersión por una semana (del 3 al 14 de febrero 2012) a una temperatura de -4 C. nuevamente se distribuyeron las 13 piezas anatómicas en 3 recipientes de 9 litros y un recipiente de 5 litros y se depositaron en el congelador horizontal de 15 pies (tres tapas) a una temperatura de -4 C controlado a diario por termómetro de plástico de columna con mercurio, con colgador para nevera. En cada recipiente de 9 litros se depositaron 3000 cc de solución de formol al 10% (2700 cc de Agua y 300cc de Formol) y en el recipiente de 5 litros se depositó 2000 cc de solución de formol al 10% (Cuadro 2).

Cuadro 2 Registro de reactivos utilizados en la Fijación

FIJACIÓN							
RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR RECIPIENTE		CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR PIEZA ANATÓMICA				
	FORMOL (cc) 10%	Agua (cc) 90%	MUESTRA	FORMOL (cc) 10%	% CONSUMO	Agua (cc) 90%	% CONSUMO
1	300	2700	1	75	7%	675	7%
2	300	2700	2	75	7%	675	7%
3	300	2700	3	100	9%	900	9%
4	200	1800	4	75	7%	675	7%
			5	75	7%	675	7%
			6	100	9%	900	9%
			7	100	9%	900	9%
			8	100	9%	900	9%
			9	100	9%	900	9%
			10	100	9%	900	9%
			11	66.6666667	6%	600	6%
			12	66.6666667	6%	600	6%
			13	66.6666667	6%	600	6%
TOTAL	1100	9900		1100	100%	9900	100%

Fuente: Elaboración propia, Febrero 2012

Los cortes cerebrales identificados como cerebro 1, 2 y 3 fueron sometidos a esta fase de fijación. Cabe resaltar que la solución preferida para esta parte del proceso consiste en Acetona pura en un 95% y Formol al 5% en una temperatura de -25 C.

5.9.2.3 Fase III. Desengrase

Los cortes cerebrales no se sometieron a esta fase. Se utilizó solución de alcohol isopropílico 60% y agua 40% por una semana (del 14 al 21 de febrero 2012) a una temperatura ambiente de 15 – 20 C. Cada recipiente de 9 litros quedo con un contenido total de solución preparada de 3000 cc (1800cc de alcohol isopropílico + 1200 cc de agua) y el recipiente de 5 litros quedo con un contenido total de 2000cc (1200cc de alcohol isopropílico + 800 cc de agua) (Cuadro 3).

Cuadro 3 Registro de reactivos utilizados en el Desengrase.

DESENGRASE							
RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR RECIPIENTE		CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR PIEZA ANATÓMICA				
	ALCOHOL ISOPROPÍLICO (cc) 60%	Agua (cc) 40%	MUESTRA	ALCOHOL ISOPROPÍLICO (cc) 60%	% CONSUMO	Agua (cc) 40%	% CONSUMO
1	1800	1200	1	450	8%	300	8%
2	1800	1200	2	450	8%	300	8%
3	1800	1200	3	600	11%	400	11%
4	0	0	4	450	8%	300	8%
			5	450	8%	300	8%
			6	600	11%	400	11%
			7	600	11%	400	11%
			8	600	11%	400	11%
			9	600	11%	400	11%
			10	600	11%	400	11%
			11	0	0%	0	0%
			12	0	0%	0	0%
			13	0	0%	0	0%
TOTAL	5400	3600		5400	100%	3600	100%

Fuente: Elaboración propia, Febrero 2012

Los cortes cerebrales correspondientes a Cerebro 1, 2 y 3 no fueron sometidos a esta fase.

5.9.2.4 Fase IV. Deshidratación

La totalidad de las muestras fueron sometidas al proceso de deshidratación con soluciones crecientes de alcohol etílico, iniciando desde una concentración del 50% hasta llegar al 100%, para luego finalizar con una concentración del 100% con Acetona. Cada una de estas soluciones duraron en congelación una semana por cada concentración. Nuevamente se distribuyeron las 13 piezas anatómicas en 3 recipientes de 9 litros y un recipiente de 5 litros y se depositaron en el congelador horizontal de 15 pies (tres tapas) a una temperatura de -10 C controlado a diario por termómetro de plástico de columna, con mercurio (Cuadro 4 – 10).

Cuadro 4 Deshidratación alcohol etílico al 50%

DESHIDRATACIÓN 50%							
RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR RECIPIENTE		CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR PIEZA ANATÓMICA				
	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 50%	Agua (cc) 50%	MUESTRA	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 50%	% CONSUMO	Agua (cc) 50%	% CONSUMO
1	1250	1250	1	312.50	5%	312.50	5%
2	1375	1375	2	312.50	5%	312.50	5%
3	1625	1625	3	458.33	8%	458.33	8%
4	1500	1500	4	312.50	5%	312.50	5%
			5	312.50	5%	312.50	5%
			6	541.67	9%	541.67	9%
			7	458.33	8%	458.33	8%
			8	541.67	9%	541.67	9%
			9	541.67	9%	541.67	9%
			10	458.33	8%	458.33	8%
			11	500.00	9%	500.00	9%
			12	500.00	9%	500.00	9%
			13	500.00	9%	500.00	9%
TOTAL	5750	5750		5750	100%	5750	100%

Fuente: Elaboración propia, Marzo de 2012

Cuadro 5 Deshidratación alcohol etílico al 60%

DESHIDRATACIÓN 60%							
RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR RECIPIENTE		CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR PIEZA ANATÓMICA				
	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 60%	Agua (cc) 40%	MUESTRA	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 60%	% CONSUMO	Agua (cc) 40%	% CONSUMO
1	1500	1250	1	375	5%	312.50	5%
2	1650	1375	2	375	5%	312.50	5%
3	1950	1625	3	550	8%	458.33	8%
4	1800	1500	4	375	5%	312.50	5%
			5	375	5%	312.50	5%
			6	650	9%	541.67	9%
			7	550	8%	458.33	8%
			8	650	9%	541.67	9%
			9	650	9%	541.67	9%
			10	550	8%	458.33	8%
			11	600	9%	500.00	9%
			12	600	9%	500.00	9%
			13	600	9%	500.00	9%
TOTAL	6900	5750		6900	100%	5750	100%

Fuente: Elaboración propia, Marzo de 2012

Cuadro 6 Deshidratación alcohol etílico al 70%

DESHIDRATACIÓN 70%							
RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR RECIPIENTE		CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR PIEZA ANATÓMICA				
	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 70%	Agua (cc) 30%	MUESTRA	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 70%	% CONSUMO	Agua (cc) 30%	% CONSUMO
1	1925	2700	1	481.25	5%	675	7%
2	2117.5	2700	2	481.25	5%	675	7%
3	2502	2700	3	705.83	8%	900	9%
4	2370	1800	4	481.25	5%	675	7%
			5	481.25	5%	675	7%
			6	834.00	9%	900	9%
			7	705.83	8%	900	9%
			8	834.00	9%	900	9%
			9	834.00	9%	900	9%
			10	705.83	8%	900	9%
			11	790.00	9%	600	6%
			12	790.00	9%	600	6%
			13	790.00	9%	600	6%
TOTAL	8914.5	9900		8914.5	100%	9900	100%

Fuente: Elaboración propia, Marzo de 2012

Cuadro 7 Deshidratación alcohol etílico al 80%

DESHIDRATACIÓN 80%							
RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR RECIPIENTE		CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR PIEZA ANATÓMICA				
	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 80%	Agua (cc) 20%	MUESTRA	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 80%	% CONSUMO	Agua (cc) 20%	% CONSUMO
1	2540	2700	1	635.00	5%	675	7%
2	2794	2700	2	635.00	5%	675	7%
3	3301.6	2700	3	931.33	8%	900	9%
4	3096	1800	4	635.00	5%	675	7%
			5	635.00	5%	675	7%
			6	1100.53	9%	900	9%
			7	931.33	8%	900	9%
			8	1100.53	9%	900	9%
			9	1100.53	9%	900	9%
			10	931.33	8%	900	9%
			11	1032.00	9%	600	6%
			12	1032.00	9%	600	6%
			13	1032.00	9%	600	6%
TOTAL	11731.6	9900		11731.6	100%	9900	100%

Fuente: Elaboración propia, Marzo de 2012

Cuadro 8 Deshidratación alcohol etílico al 90%

DESHIDRATACIÓN 90%							
RECIPIENTE	CANTIDAD DE		CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR PIEZA ANATÓMICA				
	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 90%	Agua (cc) 10%	MUESTRA	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 90%	% CONSUMO	Agua (cc) 10%	% CONSUMO
1	3286	2700	1	821.50	5%	675	7%
2	3752.1	2700	2	821.50	5%	675	7%
3	4433.9	2700	3	1250.70	8%	900	9%
4	4136.4	1800	4	821.50	5%	675	7%
			5	821.50	5%	675	7%
			6	1477.97	9%	900	9%
			7	1250.70	8%	900	9%
			8	1477.97	9%	900	9%
			9	1477.97	9%	900	9%
			10	1250.70	8%	900	9%
			11	1378.80	9%	600	6%
			12	1378.80	9%	600	6%
			13	1378.80	9%	600	6%
TOTAL	15608.4	9900		15608.4	100%	9900	100%

Fuente: Elaboración propia, Marzo de 2012

Cuadro 9 Deshidratación alcohol etílico al 100%

DESHIDRATACIÓN 100%				
RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR PIEZA ANATÓMICA		
	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 100%	MUESTRA	ALCOHOL ETÍLICO (cc) 100%	% CONSUMO
1	4000	1	1000,00	8%
2	4000	2	1000,00	8%
3	4000	3	1333,33	10%
4	1250	4	1000,00	8%
		5	1000,00	8%
		6	1333,33	10%
		7	1333,33	10%
		8	1333,33	10%
		9	1333,33	10%
		10	1333,33	10%
		11	416,67	3%
		12	416,67	3%
		13	416,67	3%
TOTAL	13250		13250	100%

Fuente: Elaboración propia, Marzo de 2012

Cuadro 10 Deshidratación acetona al 100%

DESHIDRATACIÓN 100%				
RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR PIEZA ANATÓMICA		
	ACETONA (cc) 100%	MUESTRA	ACETONA (cc) 100%	% CONSUMO
1	4000	1	1000,00	8%
2	4000	2	1000,00	8%
3	4000	3	1333,33	10%
4	1250	4	1000,00	8%
		5	1000,00	8%
		6	1333,33	10%
		7	1333,33	10%
		8	1333,33	10%
		9	1333,33	10%
		10	1333,33	10%
		11	416,67	3%
		12	416,67	3%
		13	416,67	3%
TOTAL	13250		13250	100%

Fuente: Elaboración propia, Marzo de 2012

5.9.2.5 Fase V. Impregnación al vacío

Se preparó una solución de resina poliéster (70%) y estireno monómero (30%) y se depositaron 4000 cc en cada recipiente de 9 litros y se sumergieron las piezas con ayuda de frascos de vidrio llenos de Alcohol etílico (Cuadro 11). Se prendió el congelador de la bomba de vacío 24 horas antes de introducir los recipientes hasta obtener una temperatura de – 25 C. Una vez alcanzada dicha temperatura se procedió a depositar los recipientes previa verificación de funcionamiento de la bomba que genera vacío y se dejó por 10 días (Figura 27).

Cuadro 11. Impregnación al vacío

IMPREGNACIÓN AL VACÍO							
RECIPIENTE	CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR RECIPIENTE		CANTIDAD DE REACTIVO UTILIZADO POR PIEZA ANATÓMICA				
	RESINA POLIESTER (cc) 70%	ESTIRENO MONÓMERO (cc) 30%	MUESTRA	RESINA POLIESTER (cc) 70%	% CONSUMO	ESTIRENO MONÓMERO (cc) 30%	% CONSUMO
1	2800	1200	1	700.00	6%	300.00	6%
2	2800	1200	2	700.00	6%	300.00	6%
3	2800	1200	3	933.33	8%	400.00	8%
4	2800	1200	4	700.00	6%	300.00	6%
			5	700.00	6%	300.00	6%
			6	933.33	8%	400.00	8%
			7	933.33	8%	400.00	8%
			8	933.33	8%	400.00	8%
			9	933.33	8%	400.00	8%
			10	933.33	8%	400.00	8%
			11	933.33	8%	400.00	8%
			12	933.33	8%	400.00	8%
			13	933.33	8%	400.00	8%
TOTAL	11200	4800		11200	100%	4800	100%

Fuente: Elaboración propia, Abril de 2012

Figura 27. Recipientes con piezas anatómicas en cámara de vacío



Fuente: Elaboración propia, Abril 2012

5.9.2.6 Fase VI. Precurado

En esta penúltima fase, se realizó la limpieza de excesos de resina poliéster con la ayuda de Alcohol isopropílico en las primeras tres horas después de haber retirado las piezas anatómicas de la cámara de vacío.

5.9.2.7 Fase VII. Curado

En el congelador horizontal de dos puertas, sin generar ningún tipo de congelación, se adecuó la cámara de curado con la ayuda de las dos bombas de acuario, manguera para acuario, los dos nebulizadores y los tres recolectores de humedad con componente activo de gel de sílice desecante (Figura 28).

Figura 28. Cámara de Curado.



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Para esta fase se utilizó una mezcla de Octoato de Cobalto con Alcohol Etílico (60%- 40%) en mínimas cantidades (no más de 10 cc) con el objeto de colocarlo en los nebulizadores instalados en la cámara de curado (Figura 29).

Figura 29. Nebulizadores de Cámara de Curado.



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Luego de la primera semana de este proceso, se tomaron las últimas fotografías y se recolectaron los últimos datos para el presente trabajo. Sin embargo, el proceso de curado continuó por otras 8 semanas hasta lograr completar el tiempo estipulado para esta fase del proceso de acuerdo al cronograma y protocolo establecido (Figura 30 - 31).

Figura 30. Piezas Anatómicas en Cámara de Curado



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 31. Piezas Anatómicas en Cámara de Curado



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6. Análisis de datos

En esta parte se ha realizado un estudio de cada pieza anatómica y en cada fase del proceso de plastinación, describiendo aspectos y características de la realidad de modo local y global no siendo dichas características típicas de un solo elemento de la población sino que fueron de la población misma. Para esto se validó en este trabajo con la aplicación de uso de frecuencias o repetición y de la aparición de características específicas para el diagnóstico global del proceso.

Se ha analizado la descomposición del todo en partes de modo tal que se ha evaluado cada una para luego integrarlas en la interpretación. Como este análisis presenta característica por característica, aisladamente, se está en presencia de un análisis estadístico univariado. Este tipo de análisis es básico, primario. Las características o propiedades de cada pieza anatómica se ha medido una a una, de modo univariado. Razón por la cual se calcula la media, la mediana, la moda, la varianza, los porcentajes, entre otros, que miden cada una de las variables (Tabla 5).

Tabla 5. Consolidado de medición de variables de las piezas anatómicas.

	Fases Plastinación	Peso (g)	Longitud(cm)	Ancho(cm)	Grosor(cm)
Pieza 1	INICIAL	510	24	12	10
	FIJACIÓN	510	24	11	10
	DESENGRASE	464	23	11	9
	DESHIDRATACION I	460	21	10	9
	DESHIDRATACION II	328	20	10	9
	IMPREGNACIÓN	300	19	10	8
	CURADO	260	17	8	7
Pieza 2	INICIAL	660	27	14	11
	FIJACIÓN	540	27	12	9
	DESENGRASE	528	25	12	9
	DESHIDRATACION I	520	23	10	9

	Fases Plastinación	Peso (g)	Longitud(cm)	Ancho(cm)	Grosor(cm)
	DESHIDRATACION II	264	21	9	8
	IMPREGNACIÓN	378	19	9	8
	CURADO	325	17,5	8	7
Pieza 3	INICIAL	80	15	8	4
	FIJACIÓN	65	15	8	4
	DESENGRASE	65	15	8	4
	DESHIDRATACION I	65	15	8	4
	DESHIDRATACION II	54	10	8	4
	IMPREGNACIÓN	46	14	8	3,5
	CURADO	25	14,5	7	4
Pieza 4	INICIAL	150	22	14	3
	FIJACIÓN	125	22	14	3
	DESENGRASE	125	21	14	2
	DESHIDRATACION I	125	21	13	1
	DESHIDRATACION II	38	19	12	0,3
	IMPREGNACIÓN	86	19	12	1,5
	CURADO	65	19	12	2,5
Pieza 5	INICIAL	145	13	16	4
	FIJACIÓN	130	13	15	3
	DESENGRASE	130	12	15	3
	DESHIDRATACION I	130	12	16	3
	DESHIDRATACION II	42	11	12	3
	IMPREGNACIÓN	54	11	13	3
	CURADO	15	10	13	3
Pieza 6	INICIAL	100	13	7,5	4,5
	FIJACIÓN	90	12	7,5	4,5
	DESENGRASE	90	12	7,5	4
	DESHIDRATACION I	94	12	7,5	4
	DESHIDRATACION II	40	10	6	3
	IMPREGNACIÓN	40	9	6	3
	CURADO	10	9	6	3
Pieza 7	INICIAL	125	13	13	6
	FIJACIÓN	110	13	11	6
	DESENGRASE	110	13	11	5
	DESHIDRATACION I	110	13	10	5
	DESHIDRATACION II	30	13	7	6
	IMPREGNACIÓN	62	9	9,8	6
	CURADO	50	8	10	5
Pieza 8	INICIAL	1030	21	27	8
	FIJACIÓN	1030	21	27	8
	DESENGRASE	1026	21	27	8
	DESHIDRATACION I	990	20	25,5	8

	Fases Plastinación	Peso (g)	Longitud(cm)	Ancho(cm)	Grosor(cm)
	DESHIDRATACION II	566	18	23	8
	IMPREGNACIÓN	644	17	24	9
	CURADO	590	17	22	8
Pieza 9	INICIAL	210	20	16	3
	FIJACIÓN	210	20	16	2
	DESENGRASE	206	20	15	3
	DESHIDRATACION I	200	24	20	3
	DESHIDRATACION II	62	20	9	0,5
	IMPREGNACIÓN	100	22	11	1
	CURADO	65	20	13	1,5
Pieza 10	INICIAL	690	20	27	11
	FIJACIÓN	710	20	18	10
	DESENGRASE	686	19	18	10
	DESHIDRATACION I	680	19	18	10
	DESHIDRATACION II	260	19	22	9
	IMPREGNACIÓN	418	19	20	11
	CURADO	350	12	20	11
Pieza 11	INICIAL	60	12	16	0,5
	FIJACIÓN	60	12	16	0,5
	DESENGRASE	60	12	16	0,5
	DESHIDRATACION I	60	11	16	0,5
	DESHIDRATACION II	10	8	12	0,5
	IMPREGNACIÓN	20	8	12,5	0,5
	CURADO	5	8	12	1
Pieza 12	INICIAL	120	13	16	2,5
	FIJACIÓN	120	13	16	2,5
	DESENGRASE	120	13	16	2,5
	DESHIDRATACION I	110	13	16	2,5
	DESHIDRATACION II	26	10	13	0,5
	IMPREGNACIÓN	46	9,8	13	0,5
	CURADO	12	10	12,5	1
Pieza 13	INICIAL	120	13	16	2,5
	FIJACIÓN	120	15	16	2,5
	DESENGRASE	115	13	16	2,5
	DESHIDRATACION I	40	12	13	0,5
	DESHIDRATACION II	22	11,5	12,5	0,4
	IMPREGNACIÓN	20	11	12	0,5
	CURADO	12	10	12	0,5

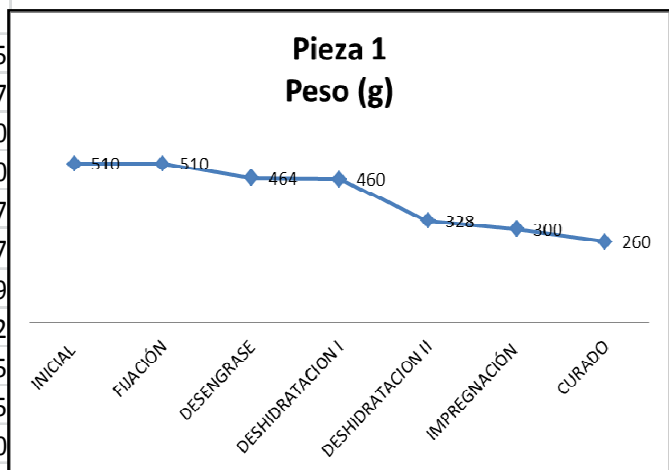
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.1 Pieza anatómica 1.

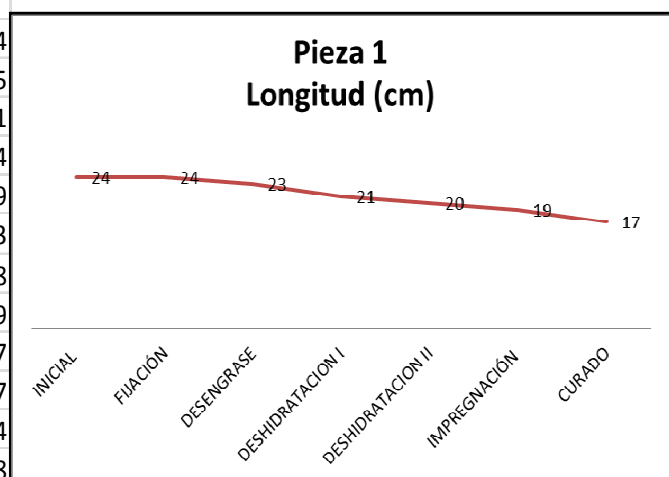
Feto 1(Cuadro 12 y Figura 32)

Cuadro 12. Análisis descriptivo de la pieza 1.

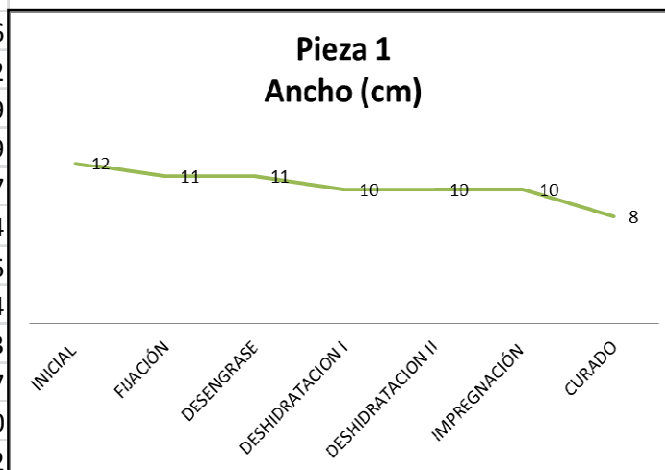
<i>Pieza 1 Peso (g)</i>	
Media	230,5164835
Error típico	27,26703907
Mediana	120
Moda	120
Desviación estándar	260,1109747
Varianza de la muestra	67657,71917
Curtosis	1,871499769
Coefficiente de asimetría	1,604532152
Rango	1025
Mínimo	5
Máximo	1030
Suma	20977
Cuenta	91
Nivel de confianza(95,0%)	54,17073231



<i>Pieza 1 Longitud (cm)</i>	
Media	21,14285714
Error típico	1,010152545
Mediana	21
Moda	24
Desviación estándar	2,672612419
Varianza de la muestra	7,142857143
Curtosis	-1,16928
Coefficiente de asimetría	-0,359199109
Rango	7
Mínimo	17
Máximo	24
Suma	148
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	2,471754233



<i>Pieza 1 Ancho (cm)</i>	
Media	8,85714286
Error típico	0,40406102
Mediana	9
Moda	9
Desviación estándar	1,06904497
Varianza de la muestra	1,14285714
Curtosis	0,2625
Coeficiente de asimetría	-0,77171684
Rango	3
Mínimo	7
Máximo	10
Suma	62
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	0,98870169



<i>Pieza 1 Grosor (cm)</i>	
Media	8,85714286
Error típico	0,40406102
Mediana	9
Moda	9
Desviación estándar	1,06904497
Varianza de la muestra	1,14285714
Curtosis	0,2625
Coeficiente de asimetría	-0,77171684
Rango	3
Mínimo	7
Máximo	10
Suma	62
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	0,98870169

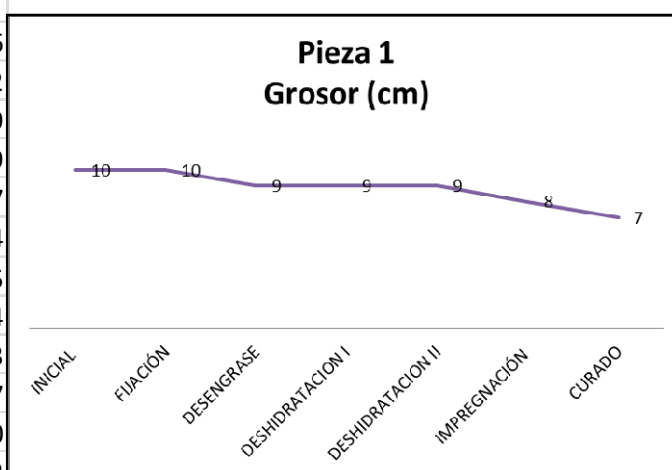


Figura 32. Pieza 1. Feto 1.

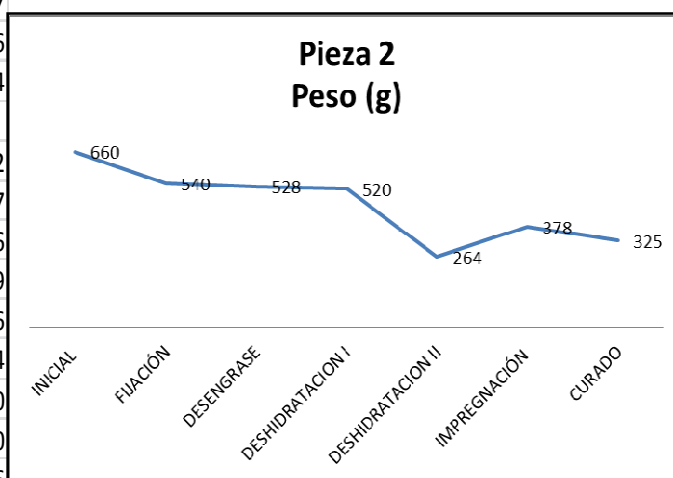
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.2 Pieza anatómica 2.

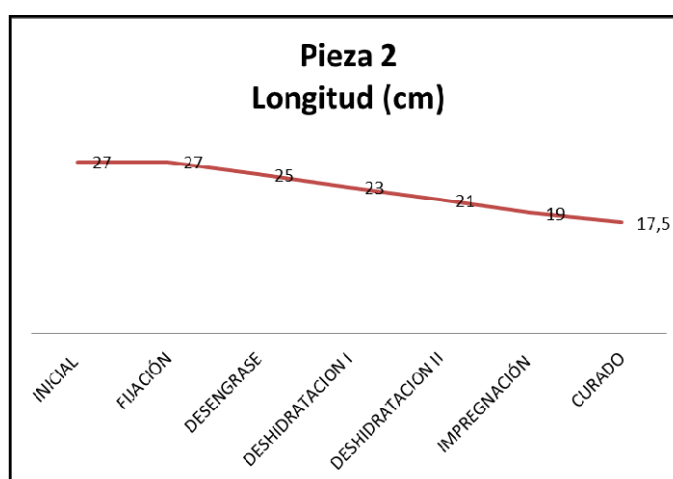
Feto 2(Cuadro 13 y Figura 33)

Cuadro 13. Análisis descriptivo de la pieza 2.

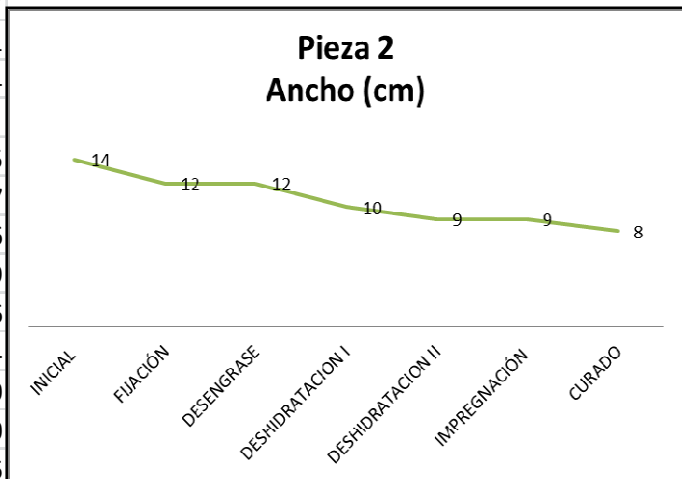
Pieza 2 Peso (g)	
Media	481,6666667
Error típico	56,84696806
Mediana	524
Moda	#N/A
Desviación estándar	139,2460652
Varianza de la muestra	19389,46667
Curtosis	0,06199566
Coficiente de asimetría	-0,60014029
Rango	396
Mínimo	264
Máximo	660
Suma	2890
Cuenta	6
Nivel de confianza(95,0%)	146,1297835



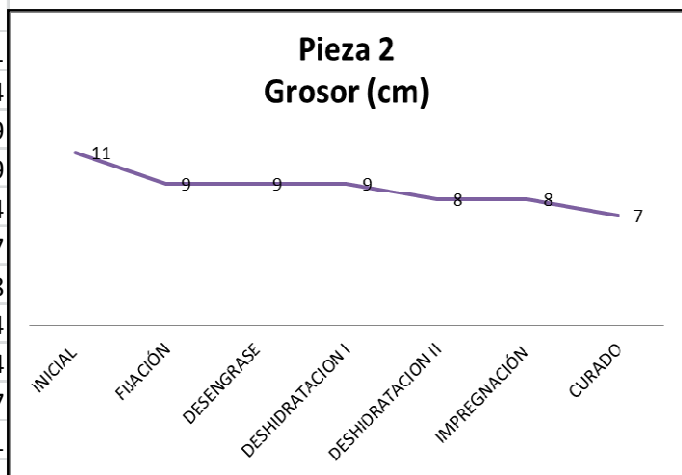
Pieza 2 Longitud (cm)	
Media	481,6666667
Error típico	56,84696806
Mediana	524
Moda	#N/A
Desviación estándar	139,2460652
Varianza de la muestra	19389,46667
Curtosis	0,06199566
Coficiente de asimetría	-0,60014029
Rango	396
Mínimo	264
Máximo	660
Suma	2890
Cuenta	6
Nivel de confianza(95,0%)	146,1297835



<i>Pieza 2 Ancho (cm)</i>	
Media	481,666667
Error típico	56,8469681
Mediana	524
Moda	#N/A
Desviación estándar	139,246065
Varianza de la muestra	19389,4667
Curtosis	0,06199566
Coefficiente de asimetría	-0,60014029
Rango	396
Mínimo	264
Máximo	660
Suma	2890
Cuenta	6
Nivel de confianza(95,0%	146,129784



<i>Pieza 2 Grosor (cm)</i>	
Media	8,71428571
Error típico	0,47380354
Mediana	9
Moda	9
Desviación estándar	1,25356634
Varianza de la muestra	1,57142857
Curtosis	1,49256198
Coefficiente de asimetría	0,73970774
Rango	4
Mínimo	7
Máximo	11
Suma	61
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	1,1593555



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 33. Pieza 2. Feto 2.



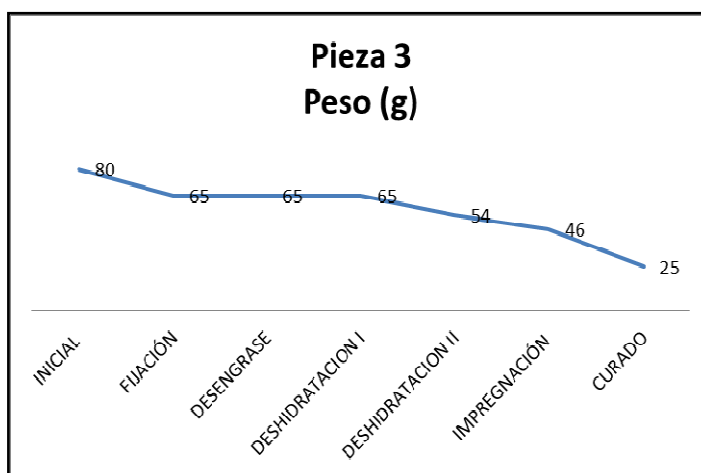
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.3 Pieza anatómica 3.

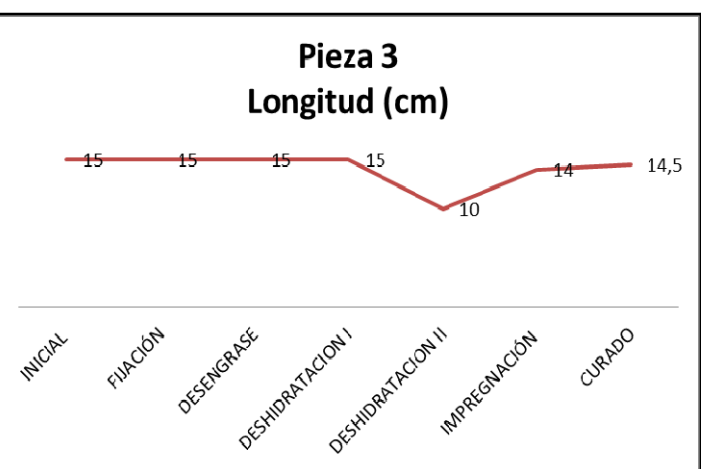
Mano (Cuadro 14 y Figura 34)

Cuadro 14. Análisis descriptivo de la pieza 3.

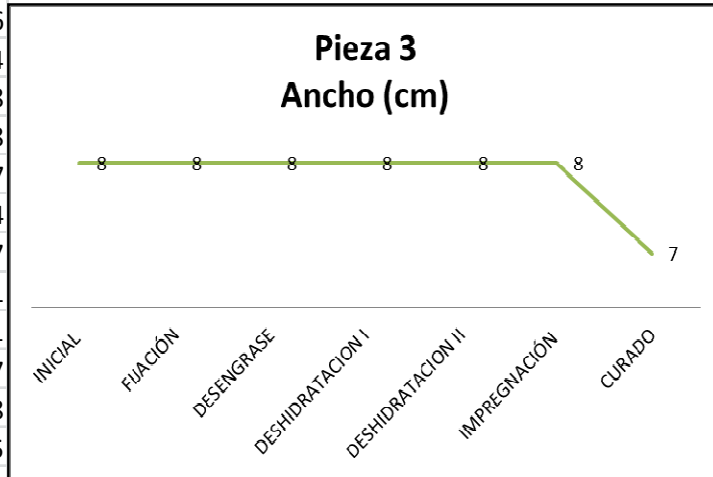
<i>Pieza 3 Peso (g)</i>	
Media	57,14285714
Error típico	6,681276508
Mediana	65
Moda	65
Desviación estándar	17,67699608
Varianza de la muestra	312,4761905
Curtosis	1,134995101
Coeficiente de asimetría	-0,896665385
Rango	55
Mínimo	25
Máximo	80
Suma	400
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	16,34849467



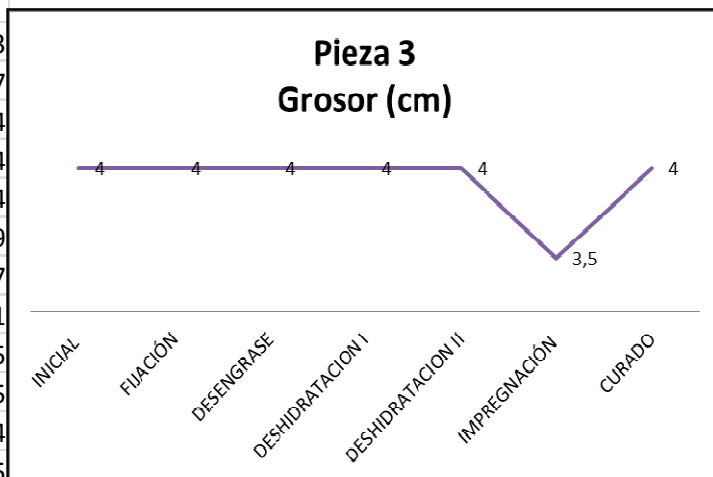
<i>Pieza 3 Longitud (cm)</i>	
Media	14,07142857
Error típico	0,69375249
Mediana	15
Moda	15
Desviación estándar	1,835496559
Varianza de la muestra	3,369047619
Curtosis	6,021089038
Coeficiente de asimetría	-2,422775703
Rango	5
Mínimo	10
Máximo	15
Suma	98,5
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	1,697551189



Pieza 3 Ancho (cm)	
Media	7,85714286
Error típico	0,14285714
Mediana	8
Moda	8
Desviación estándar	0,37796447
Varianza de la muestra	0,14285714
Curtosis	7
Coeficiente de asimetría	-2,64575131
Rango	1
Mínimo	7
Máximo	8
Suma	55
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	0,34955884



Pieza 3 Grosor (cm)	
Media	3,92857143
Error típico	0,07142857
Mediana	4
Moda	4
Desviación estándar	0,18898224
Varianza de la muestra	0,03571429
Curtosis	7
Coeficiente de asimetría	-2,64575131
Rango	0,5
Mínimo	3,5
Máximo	4
Suma	27,5
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	0,17477942



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 34. Pieza 3. Mano.

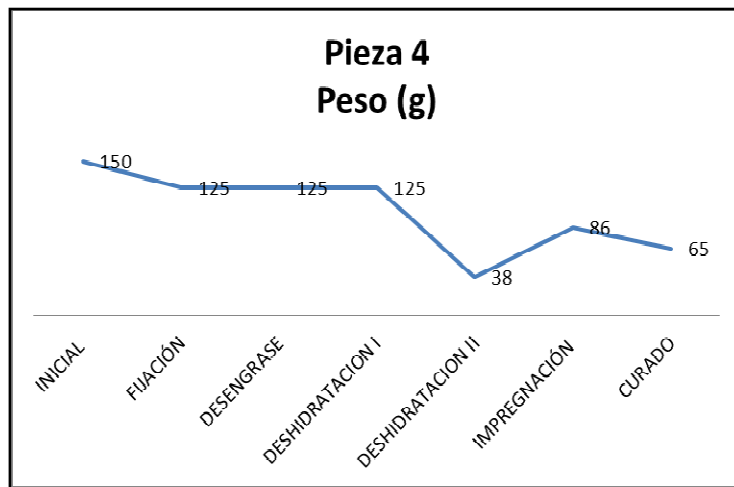
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.4 Pieza anatómica 4.

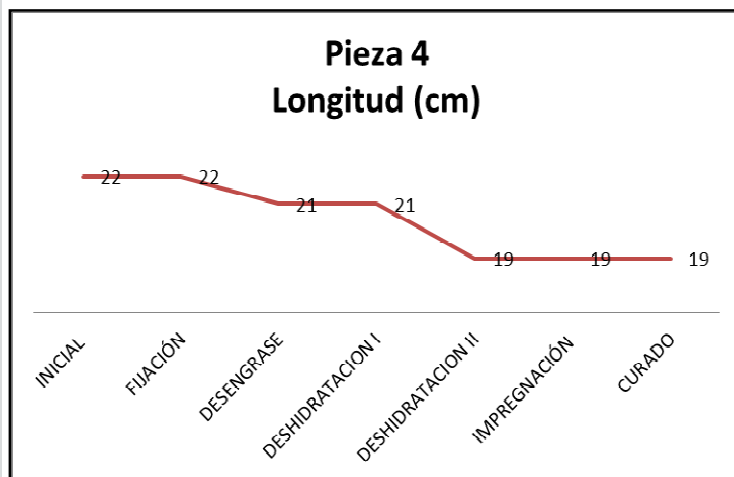
Corte transversal mandíbula (Cuadro 15 y Figura 35).

Cuadro 15. Análisis descriptivo de la pieza 4.

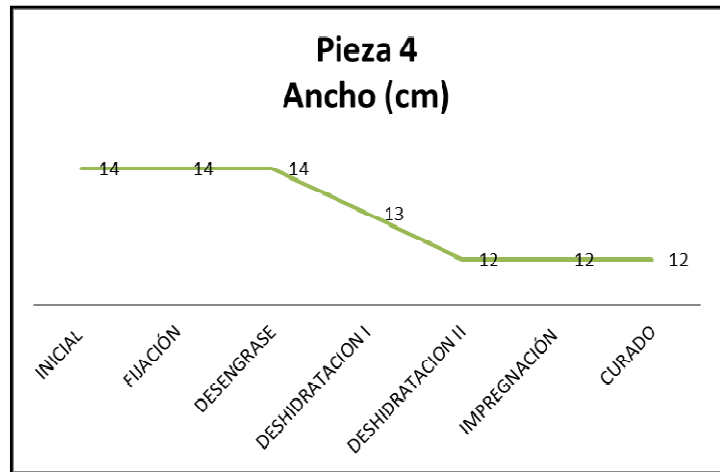
<i>Pieza 4 Peso (g)</i>	
Media	102
Error típico	15,12802508
Mediana	125
Moda	125
Desviación estándar	40,02499219
Varianza de la muestra	1602
Curtosis	-0,878655114
Coefficiente de asimetría	-0,617903569
Rango	112
Mínimo	38
Máximo	150
Suma	714
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	37,01694386



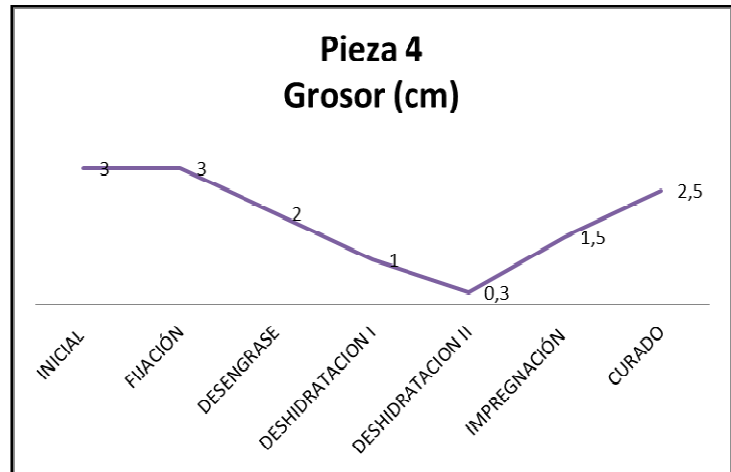
<i>Pieza 4 Longitud (cm)</i>	
Media	20,42857143
Error típico	0,528120786
Mediana	21
Moda	19
Desviación estándar	1,397276262
Varianza de la muestra	1,952380952
Curtosis	-2,351100535
Coefficiente de asimetría	-0,052366689
Rango	3
Mínimo	19
Máximo	22
Suma	143
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	1,29226501



<i>Pieza 4 Ancho (cm)</i>	
Media	13
Error típico	0,37796447
Mediana	13
Moda	14
Desviación estándar	1
Varianza de la muestra	1
Curtosis	-2,6
Coefficiente de asimetría	0
Rango	2
Mínimo	12
Máximo	14
Suma	91
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	0,92484575



<i>Pieza 4 Grosor (cm)</i>	
Media	1,9
Error típico	0,38791261
Mediana	2
Moda	3
Desviación estándar	1,02632029
Varianza de la muestra	1,05333333
Curtosis	-1,0706217
Coefficiente de asimetría	-0,43383452
Rango	2,7
Mínimo	0,3
Máximo	3
Suma	13,3
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	0,94918795



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 35. Pieza 4. Corte trasversal mandíbula.



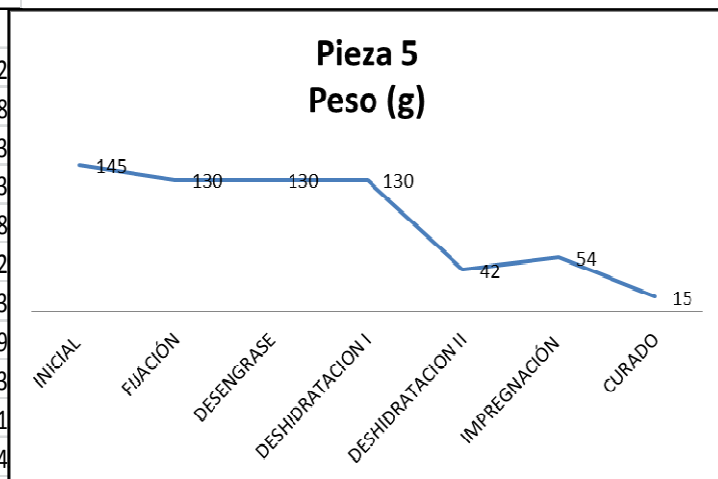
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.5 Pieza anatómica 5.

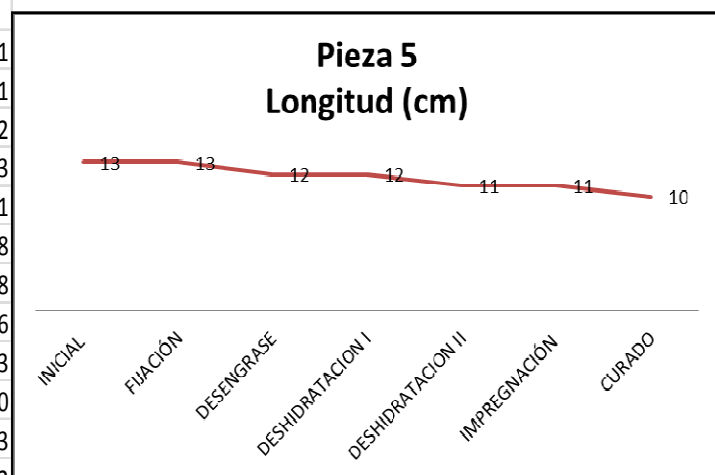
Corte trasversal nariz (Cuadro 16 y Figura 36).

Cuadro 16. Análisis descriptivo de la pieza 5

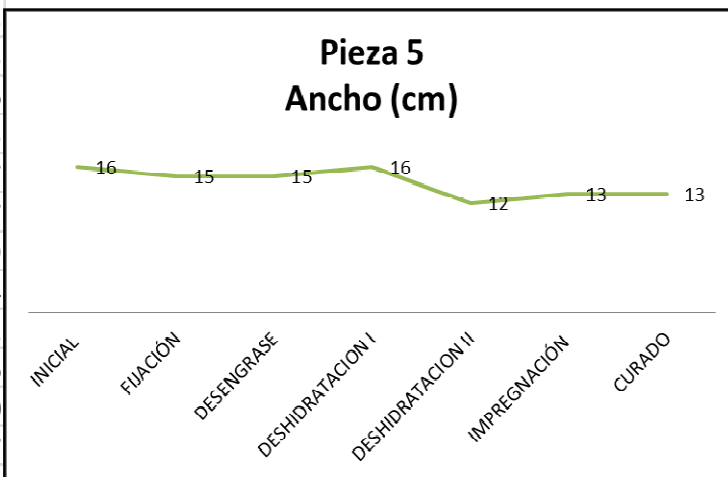
Pieza 5 Peso (g)	
Media	92,2857142
Error típico	20,1266398
Mediana	13
Moda	13
Desviación estándar	53,2500838
Varianza de la muestra	2835,57142
Curtosis	-2,03302993
Coefficiente de asimetría	-0,52153489
Rango	13
Mínimo	1
Máximo	14
Suma	646
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	49,24811363



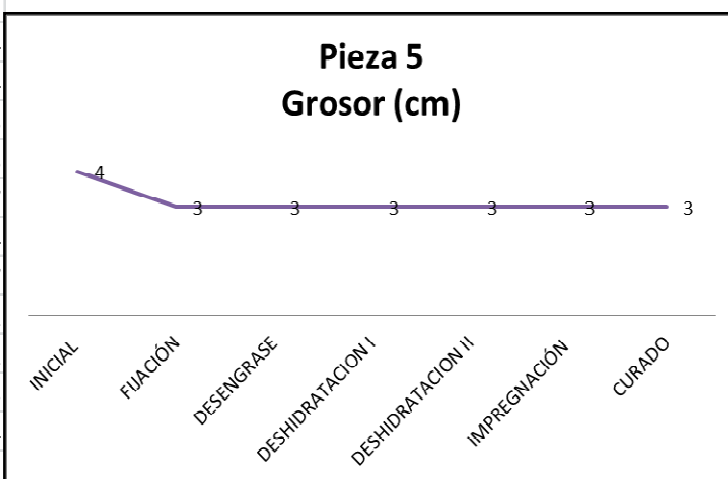
Pieza 5 Longitud (cm)	
Media	11,71428571
Error típico	0,420560041
Mediana	12
Moda	13
Desviación estándar	1,112697281
Varianza de la muestra	1,238095238
Curtosis	-0,944378698
Coefficiente de asimetría	-0,248875486
Rango	3
Mínimo	10
Máximo	13
Suma	82
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	1,029073349



<i>Pieza 5 Ancho (cm)</i>	
Media	14,2857143
Error típico	0,60609153
Mediana	15
Moda	16
Desviación estándar	1,60356745
Varianza de la muestra	2,57142857
Curtosis	-1,83209877
Coeficiente de asimetría	-0,30487579
Rango	4
Mínimo	12
Máximo	16
Suma	100
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	1,48305254

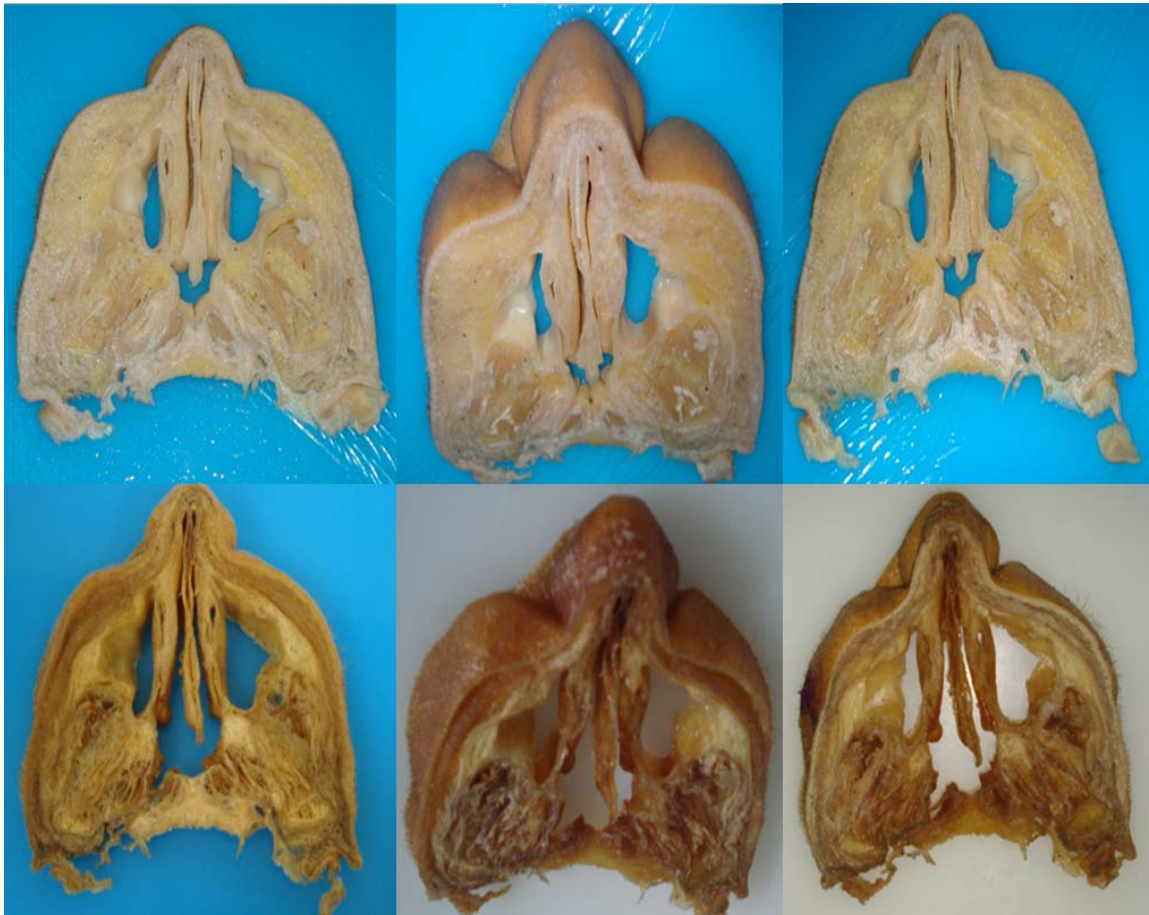


<i>Pieza 5 Grosor (cm)</i>	
Media	3,14285714
Error típico	0,14285714
Mediana	3
Moda	3
Desviación estándar	0,37796447
Varianza de la muestra	0,14285714
Curtosis	7
Coeficiente de asimetría	2,64575131
Rango	1
Mínimo	3
Máximo	4
Suma	22
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	0,34955884



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 36. Pieza 5. Corte transversal nariz.



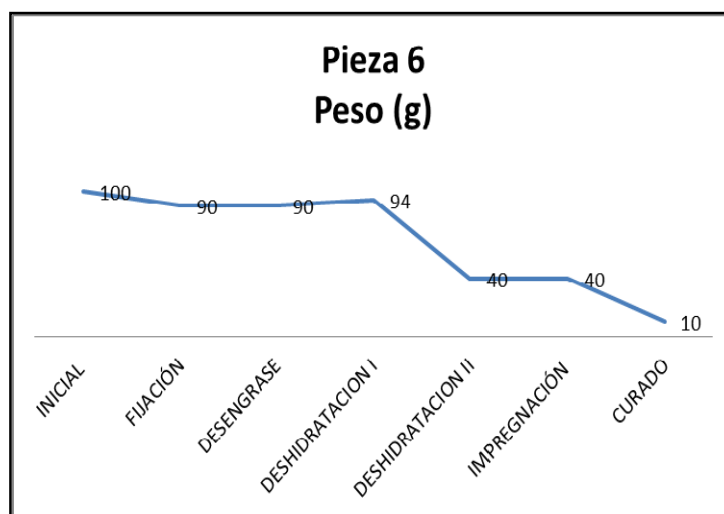
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.6 Pieza anatómica 6.

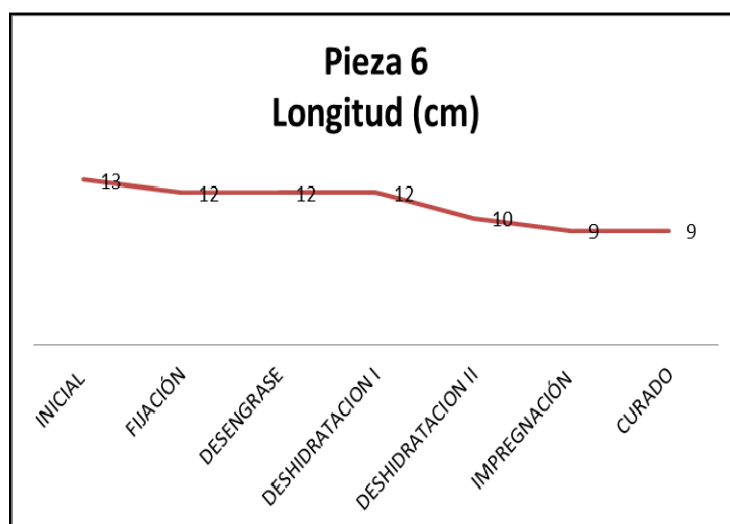
Riñón (Cuadro 17 y Figura 37).

Cuadro 17. Análisis descriptivo de la pieza 6

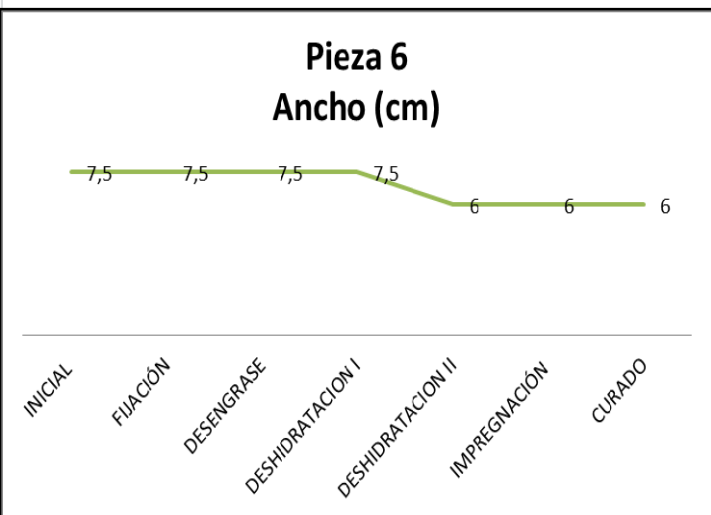
<i>Pieza 6 Peso (g)</i>	
Media	66,28571429
Error típico	13,43363633
Mediana	90
Moda	90
Desviación estándar	35,54206093
Varianza de la muestra	1263,238095
Curtosis	-1,450315737
Coefficiente de asimetría	-0,667085398
Rango	90
Mínimo	10
Máximo	100
Suma	464
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	32,87092394



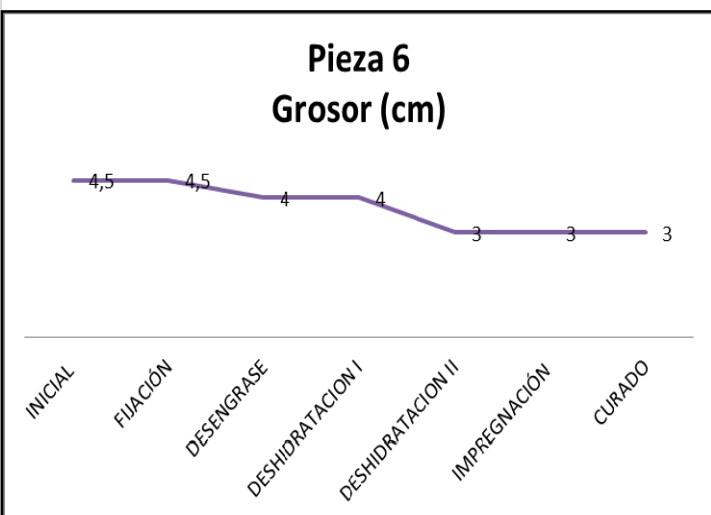
<i>Pieza 6 Longitud (cm)</i>	
Media	11
Error típico	0,6172134
Mediana	12
Moda	12
Desviación estándar	1,632993162
Varianza de la muestra	2,666666667
Curtosis	-1,9875
Coefficiente de asimetría	-0,321495529
Rango	4
Mínimo	9
Máximo	13
Suma	77
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	1,510266783



<i>Pieza 6 Ancho (cm)</i>	
Media	7
Error típico	0,31622777
Mediana	7,5
Moda	7,5
Desviación estándar	0,77459667
Varianza de la muestra	0,6
Curtosis	-1,875
Coeficiente de asimetría	-0,96824584
Rango	1,5
Mínimo	6
Máximo	7,5
Suma	42
Cuenta	6
Nivel de confianza(95,0%	0,81288935



<i>Pieza 6 Grosor (cm)</i>	
Media	3,71428571
Error típico	0,26406039
Mediana	4
Moda	3
Desviación estándar	0,69863813
Varianza de la muestra	0,48809524
Curtosis	-2,35110054
Coeficiente de asimetría	-0,05236669
Rango	1,5
Mínimo	3
Máximo	4,5
Suma	26
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	0,64613251



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 37. Pieza 6. Riñón



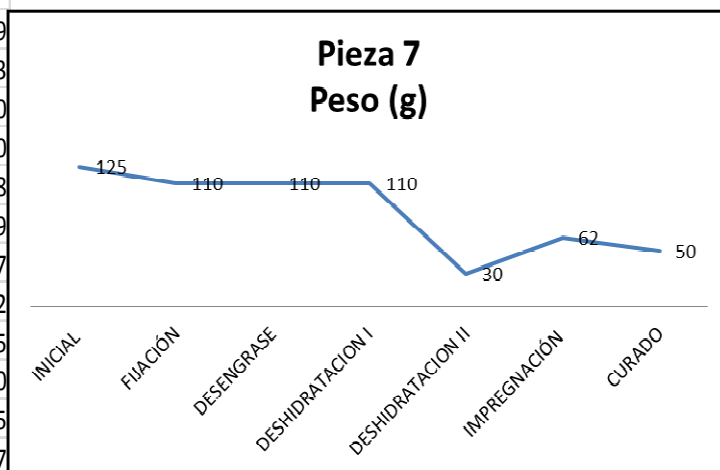
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.7 Pieza anatómica 7.

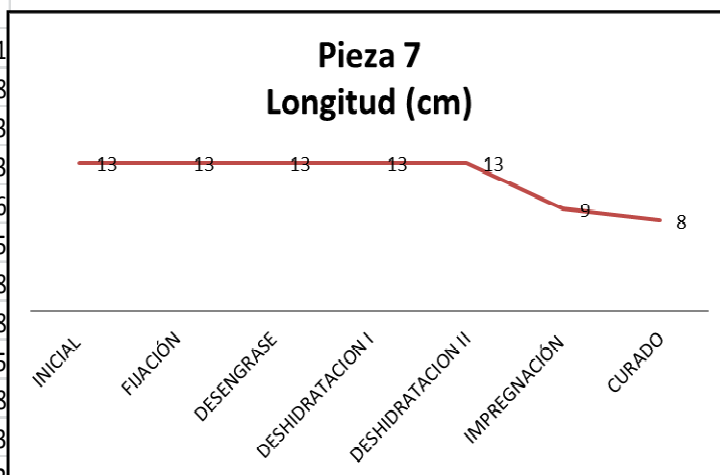
Bazo (Cuadro 18 y Figura 38).

Cuadro 18. Análisis descriptivo de la pieza 7

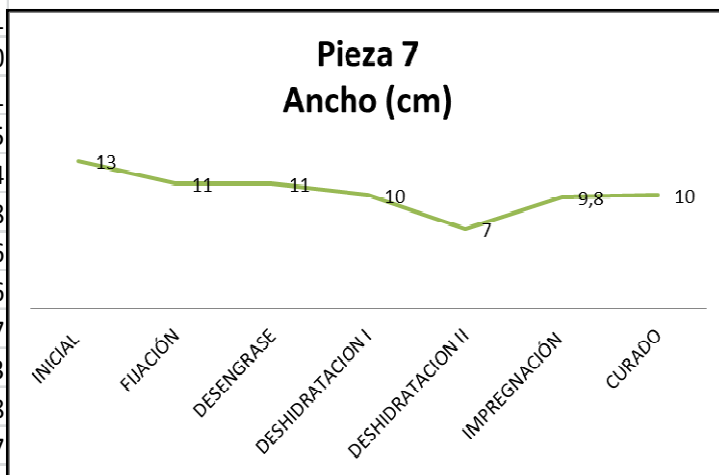
<i>Pieza 7 Peso (g)</i>	
Media	85,28571429
Error típico	14,01820973
Mediana	110
Moda	110
Desviación estándar	37,08869678
Varianza de la muestra	1375,571429
Curtosis	-1,75156347
Coeficiente de asimetría	-0,537923392
Rango	95
Mínimo	30
Máximo	125
Suma	597
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	34,30132352



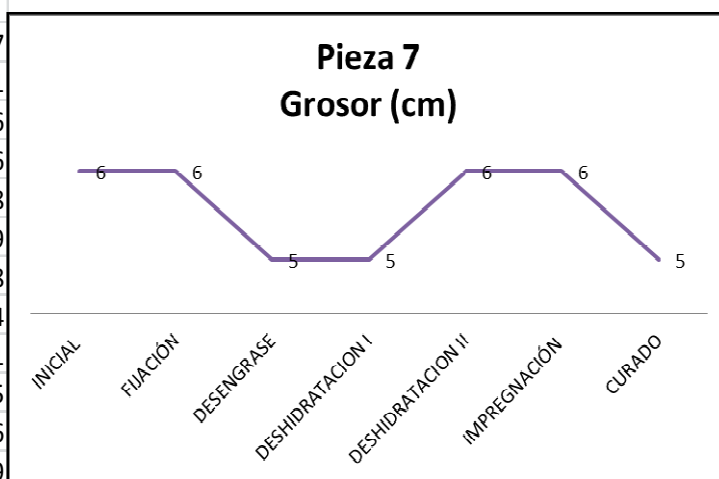
<i>Pieza 7 Longitud (cm)</i>	
Media	11,71428571
Error típico	0,837066468
Mediana	13
Moda	13
Desviación estándar	2,214669706
Varianza de la muestra	4,904761905
Curtosis	-0,389951928
Coeficiente de asimetría	-1,301997828
Rango	5
Mínimo	8
Máximo	13
Suma	82
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	2,048227861



<i>Pieza 7 Ancho (cm)</i>	
Media	10,2571429
Error típico	0,68273161
Mediana	10
Moda	11
Desviación estándar	1,80633805
Varianza de la muestra	3,26285714
Curtosis	2,0435068
Coefficiente de asimetría	-0,52374446
Rango	6
Mínimo	7
Máximo	13
Suma	71,8
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	1,67058406



<i>Pieza 7 Grosor (cm)</i>	
Media	5,57142857
Error típico	0,20203051
Mediana	6
Moda	6
Desviación estándar	0,53452248
Varianza de la muestra	0,28571429
Curtosis	-2,8
Coefficiente de asimetría	-0,37416574
Rango	1
Mínimo	5
Máximo	6
Suma	39
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	0,49435085



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 38. Pieza 7. Bazo.



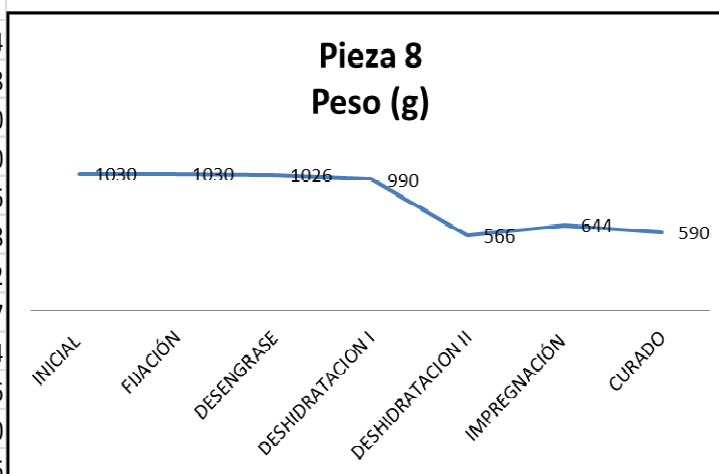
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.8 Pieza anatómica 8.

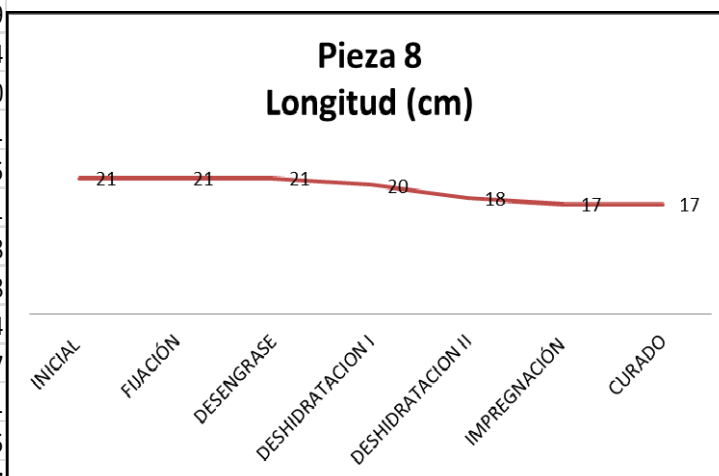
Hígado (Cuadro 19 y Figura 39).

Cuadro 19. Análisis descriptivo de la pieza 8

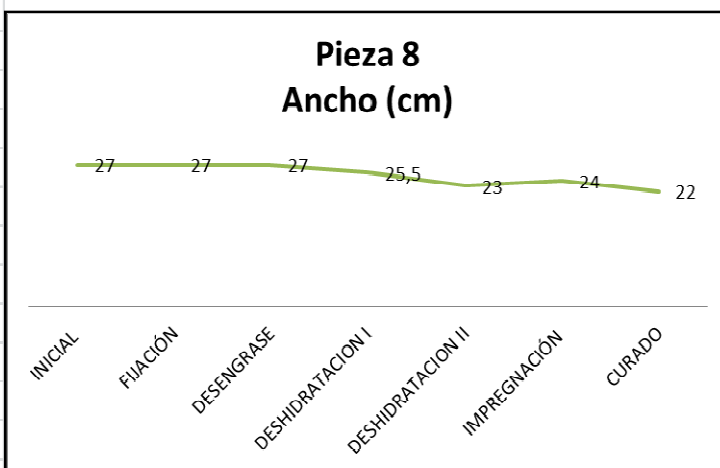
Pieza 8 Peso (g)	
Media	839,4285714
Error típico	85,25671518
Mediana	990
Moda	1030
Desviación estándar	225,568066
Varianza de la muestra	50880,95238
Curtosis	-2,645208432
Coefficiente de asimetría	-0,399981627
Rango	464
Mínimo	566
Máximo	1030
Suma	5876
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	208,6156668



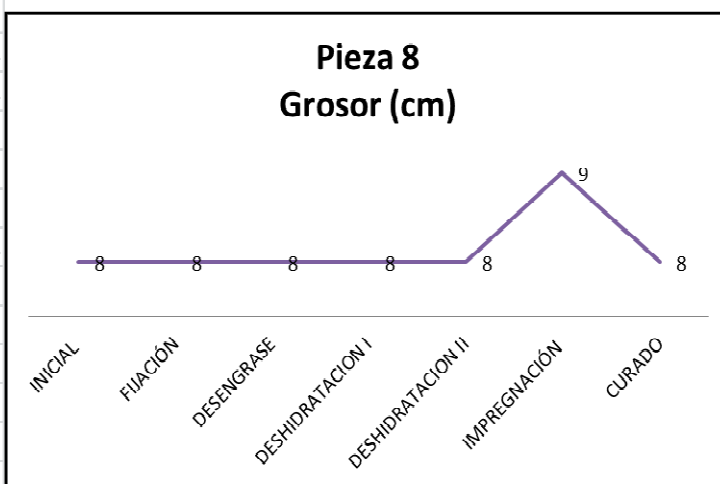
Pieza 8 Longitud (cm)	
Media	19,28571429
Error típico	0,714285714
Mediana	20
Moda	21
Desviación estándar	1,889822365
Varianza de la muestra	3,571428571
Curtosis	-2,34528
Coefficiente de asimetría	-0,36405538
Rango	4
Mínimo	17
Máximo	21
Suma	135
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	1,747794179



<i>Pieza 8 Ancho (cm)</i>	
Media	25,0714286
Error típico	0,79003143
Mediana	25,5
Moda	27
Desviación estándar	2,09022669
Varianza de la muestra	4,36904762
Curtosis	-1,72656861
Coeficiente de asimetría	-0,44700052
Rango	5
Mínimo	22
Máximo	27
Suma	175,5
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	1,93313727



<i>Pieza 8 Grosor (cm)</i>	
Media	8,14285714
Error típico	0,14285714
Mediana	8
Moda	8
Desviación estándar	0,37796447
Varianza de la muestra	0,14285714
Curtosis	7
Coeficiente de asimetría	2,64575131
Rango	1
Mínimo	8
Máximo	9
Suma	57
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	0,34955884



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 39. Pieza 8. Hígado.



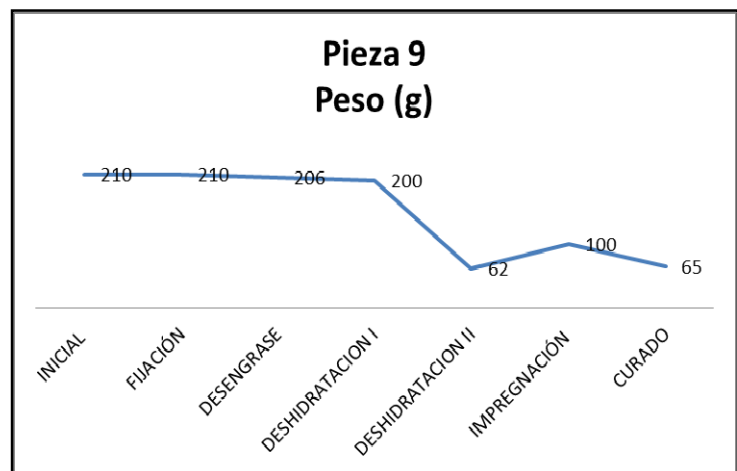
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.9 Pieza anatómica 9.

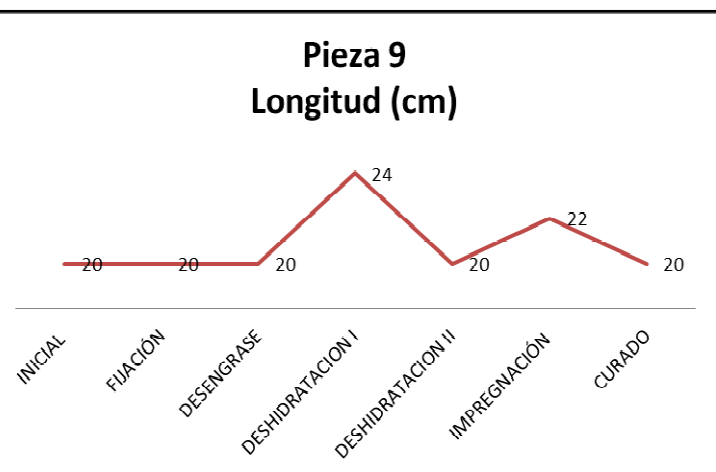
Páncreas (Cuadro 20 y Figura 40).

Cuadro 20. Análisis descriptivo de la pieza 9

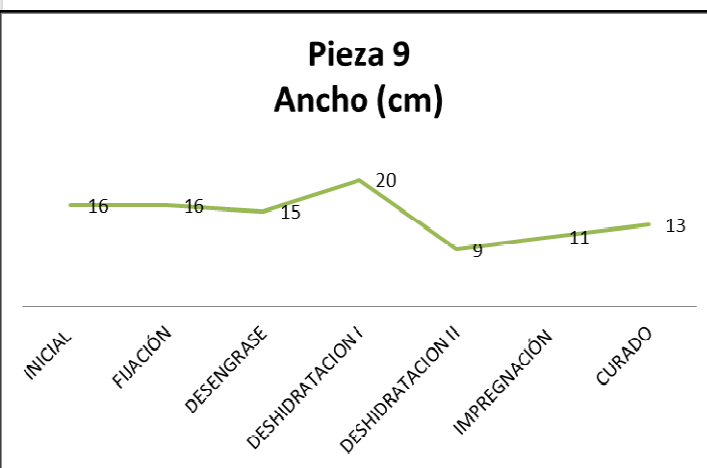
<i>Pieza 9 Peso (g)</i>	
Media	150,4285714
Error típico	26,86106861
Mediana	200
Moda	210
Desviación estándar	71,06770749
Varianza de la muestra	5050,619048
Curtosis	-2,442944023
Coeficiente de asimetría	-0,472563861
Rango	148
Mínimo	62
Máximo	210
Suma	1053
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	65,72666711



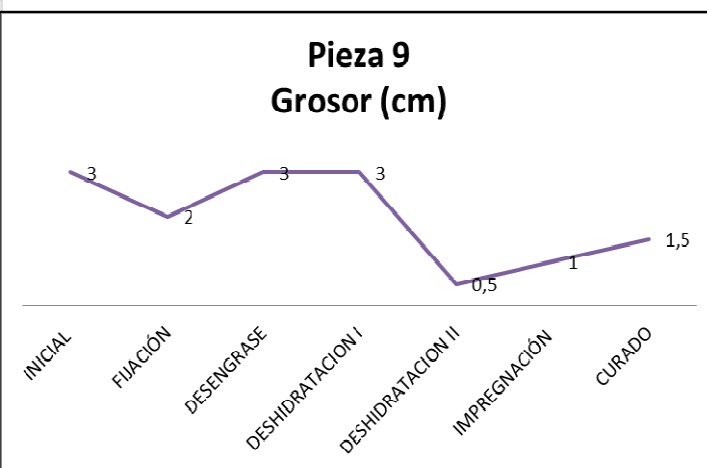
<i>Pieza 9 Longitud (cm)</i>	
Media	150,4285714
Error típico	26,86106861
Mediana	200
Moda	210
Desviación estándar	71,06770749
Varianza de la muestra	5050,619048
Curtosis	-2,442944023
Coeficiente de asimetría	-0,472563861
Rango	148
Mínimo	62
Máximo	210
Suma	1053
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	65,72666711



<i>Pieza 9 Ancho (cm)</i>	
Media	2
Error típico	0,3933979
Mediana	2
Moda	3
Desviación estándar	1,040833
Varianza de la muestra	1,08333333
Curtosis	-1,77159763
Coefficiente de asimetría	-0,31040227
Rango	2,5
Mínimo	0,5
Máximo	3
Suma	14
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	0,96260997



<i>Pieza 9 Grosor (cm)</i>	
Media	2
Error típico	0,3933979
Mediana	2
Moda	3
Desviación estándar	1,040833
Varianza de la muestra	1,08333333
Curtosis	-1,77159763
Coefficiente de asimetría	-0,31040227
Rango	2,5
Mínimo	0,5
Máximo	3
Suma	14
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	0,96260997



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 40. Pieza 9. Páncreas.

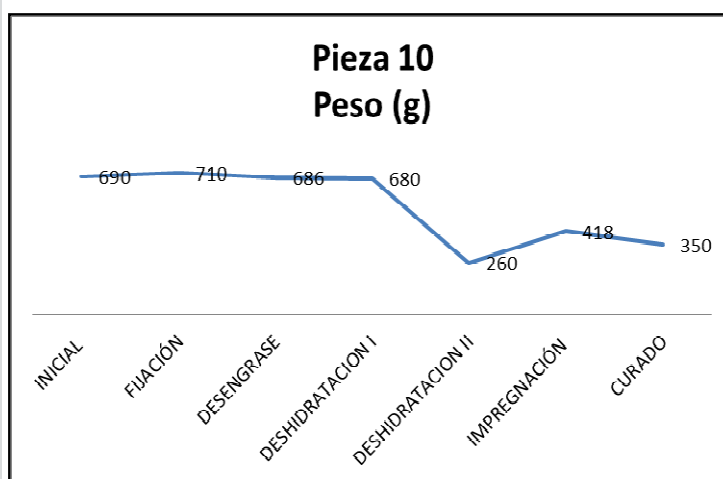
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.10 Pieza anatómica 10.

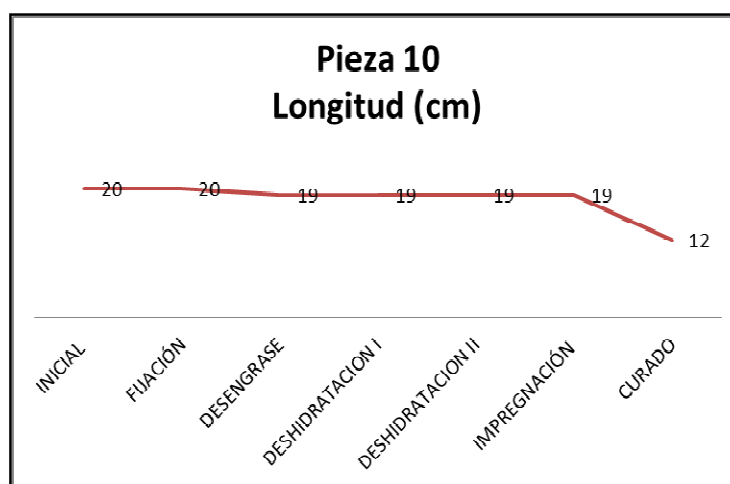
Plastrón cardiopulmonar (Cuadro 21 y Figura 41).

Cuadro 21. Análisis descriptivo de la pieza 10

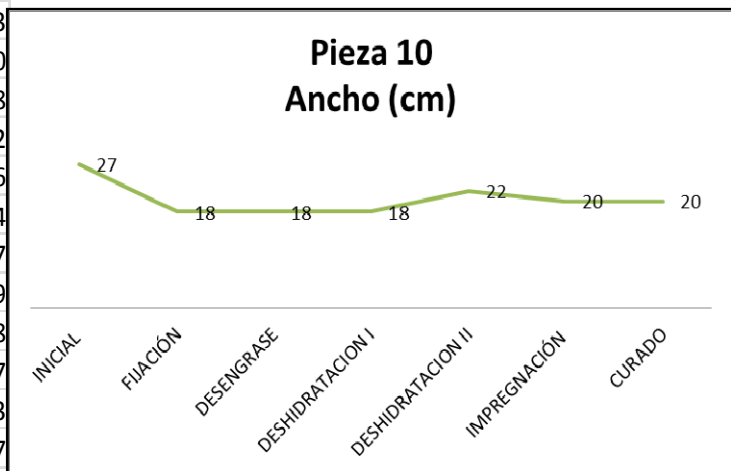
Pieza 10 Peso (g)	
Media	542
Error típico	72,64918969
Mediana	680
Moda	#N/A
Desviación estándar	192,2116889
Varianza de la muestra	36945,33333
Curtosis	-1,985029968
Coefficiente de asimetría	-0,585287964
Rango	450
Mínimo	260
Máximo	710
Suma	3794
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	177,7661632



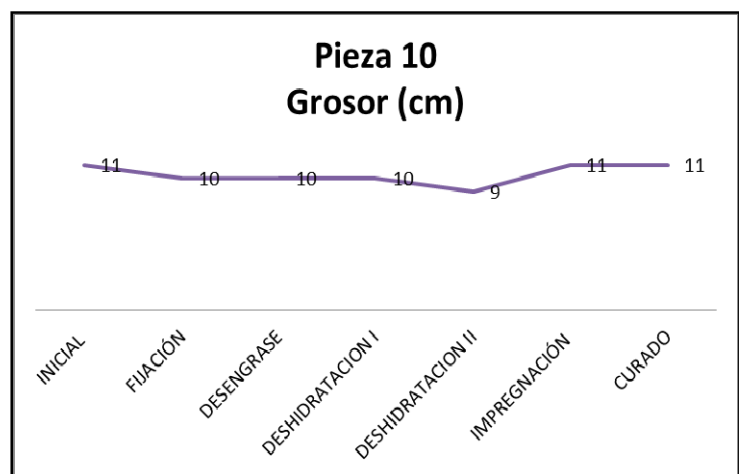
Pieza 10 Longitud (cm)	
Media	18,28571429
Error típico	1,062662553
Mediana	19
Moda	19
Desviación estándar	2,811540842
Varianza de la muestra	7,904761905
Curtosis	6,395412977
Coefficiente de asimetría	-2,486309764
Rango	8
Mínimo	12
Máximo	20
Suma	128
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	2,600241594



<i>Pieza 10 Ancho (cm)</i>	
Media	20,4285714
Error típico	1,2316683
Mediana	20
Moda	18
Desviación estándar	3,25868802
Varianza de la muestra	10,6190476
Curtosis	2,77485974
Coefficiente de asimetría	1,64885197
Rango	9
Mínimo	18
Máximo	27
Suma	143
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	3,01378376

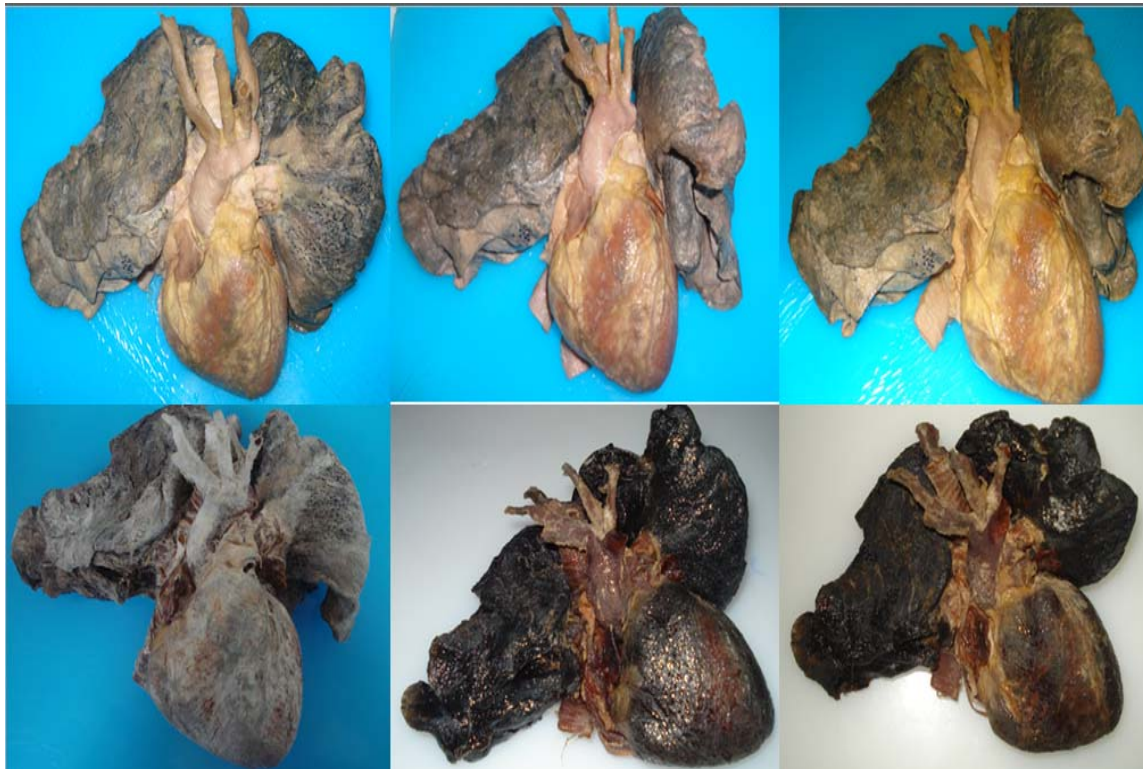


<i>Pieza 10 Grosor (cm)</i>	
Media	10,2857143
Error típico	0,28571429
Mediana	10
Moda	11
Desviación estándar	0,75592895
Varianza de la muestra	0,57142857
Curtosis	-0,35
Coefficiente de asimetría	-0,59529404
Rango	2
Mínimo	9
Máximo	11
Suma	72
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	0,69911767



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 41. Pieza 10. Plastrón cardiopulmonar.



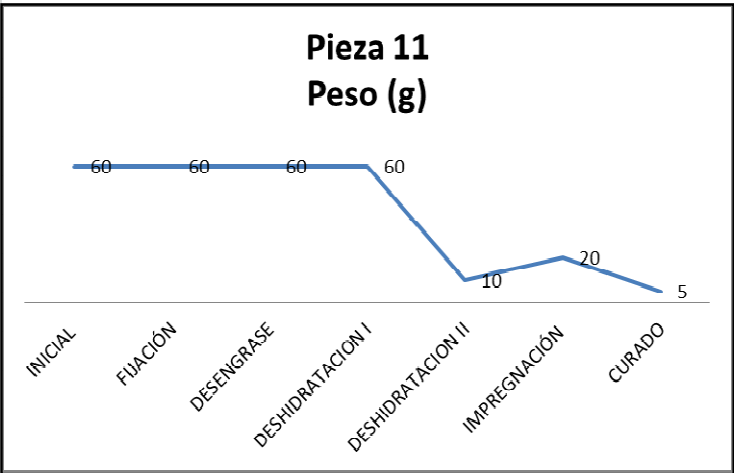
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.11 Pieza anatómica 11.

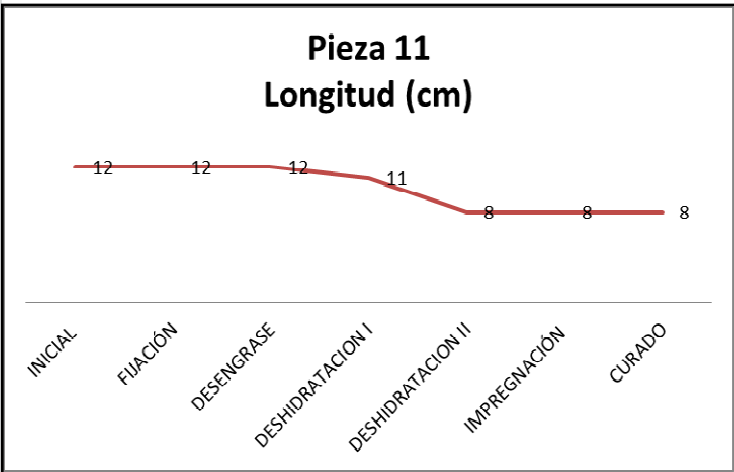
Cerebro 1 (Cuadro 22 y Figura 42).

Cuadro 22. Análisis descriptivo de la pieza 11

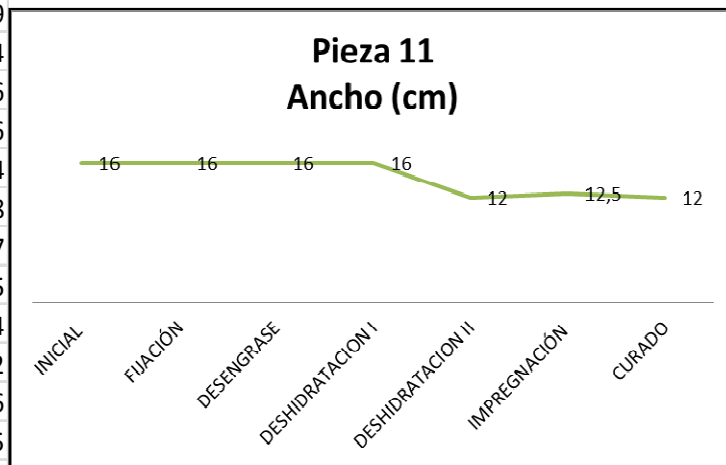
Pieza 11 Peso (g)	
Media	39,28571429
Error típico	9,906020982
Mediana	60
Moda	60
Desviación estándar	26,208868
Varianza de la muestra	686,9047619
Curtosis	-2,440619471
Coefficiente de asimetría	-0,480078817
Rango	55
Mínimo	5
Máximo	60
Suma	275
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	24,23916014



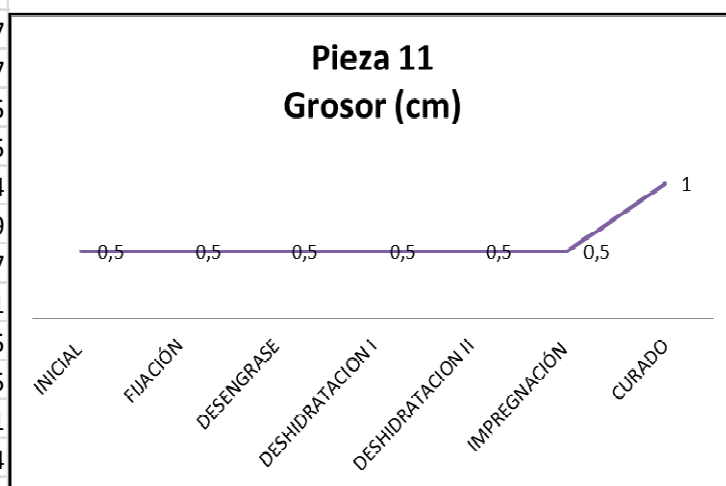
Pieza 11 Longitud (cm)	
Media	10,14285714
Error típico	0,769309258
Mediana	11
Moda	12
Desviación estándar	2,035400978
Varianza de la muestra	4,142857143
Curtosis	-2,695124851
Coefficiente de asimetría	-0,2676758
Rango	4
Mínimo	8
Máximo	12
Suma	71
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	1,882431941



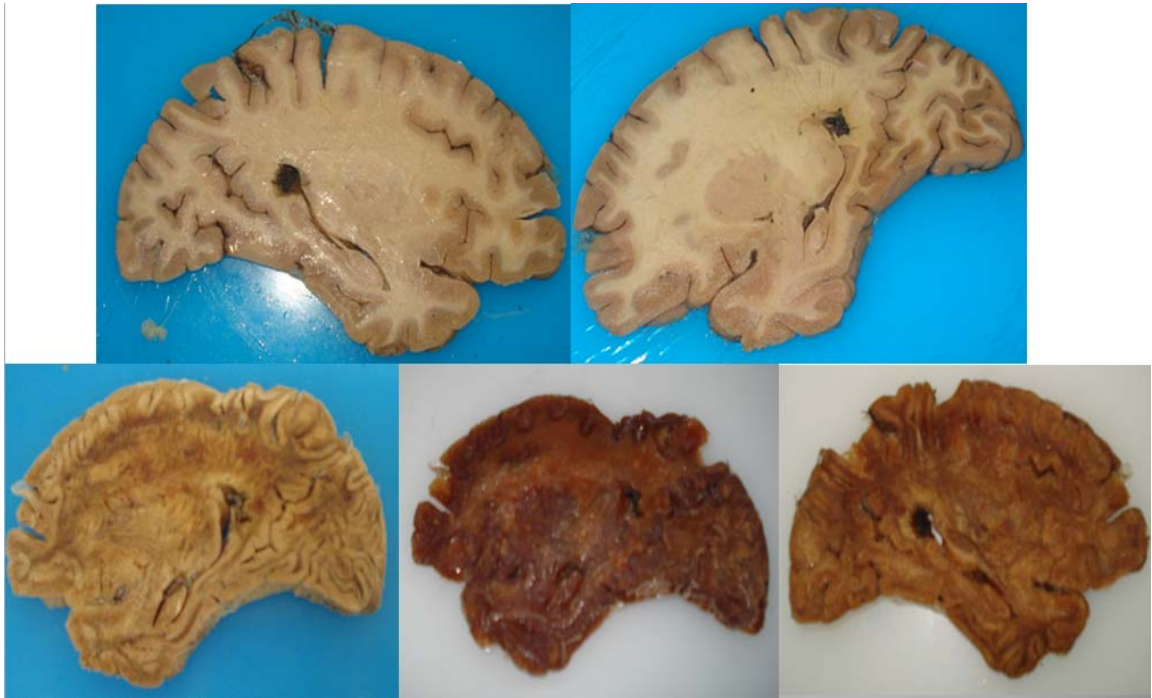
Pieza 11 Ancho (cm)	
Media	14,3571429
Error típico	0,77700804
Mediana	16
Moda	16
Desviación estándar	2,05577004
Varianza de la muestra	4,22619048
Curtosis	-2,7146947
Coefficiente de asimetría	-0,39915135
Rango	4
Mínimo	12
Máximo	16
Suma	100,5
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	1,90127019



Pieza 11 Grosor (cm)	
Media	0,57142857
Error típico	0,07142857
Mediana	0,5
Moda	0,5
Desviación estándar	0,18898224
Varianza de la muestra	0,03571429
Curtosis	7
Coefficiente de asimetría	2,64575131
Rango	0,5
Mínimo	0,5
Máximo	1
Suma	4
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	0,17477942



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 42. Pieza 11. Cerebro 1.

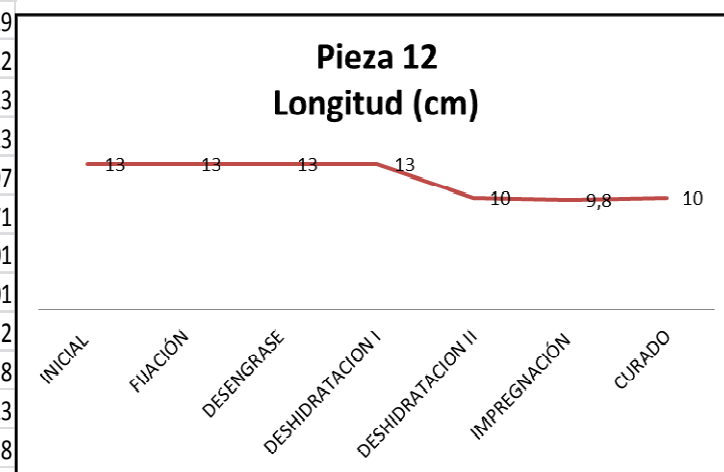
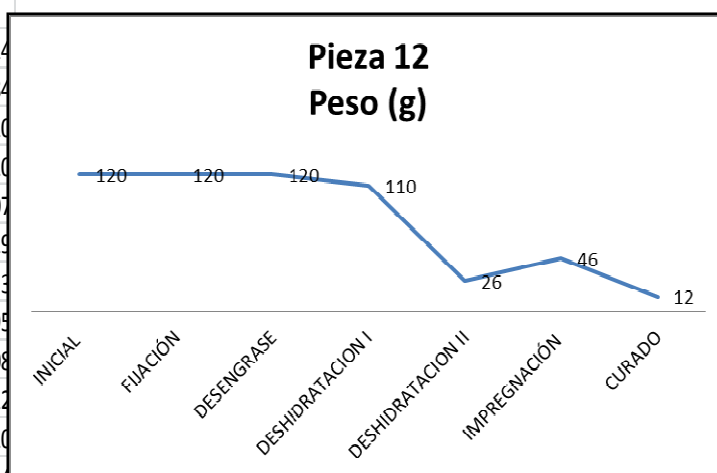
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.12 Pieza anatómica 12.

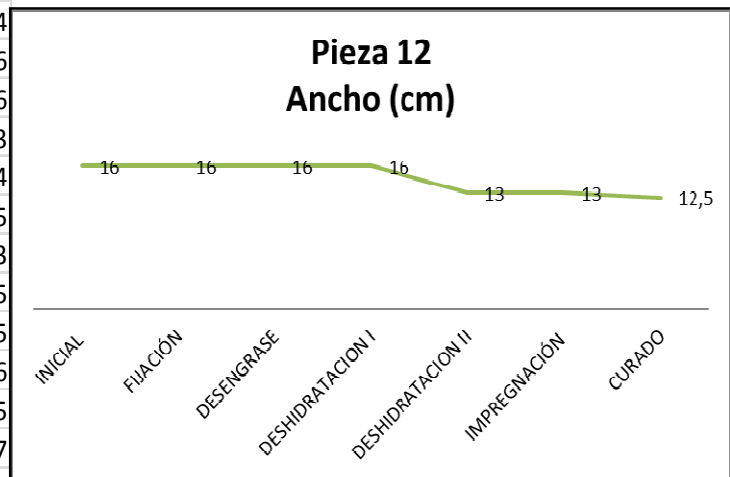
Cerebro 2 (Cuadro 23 y Figura 43).

Cuadro 23. Análisis descriptivo de la pieza 12

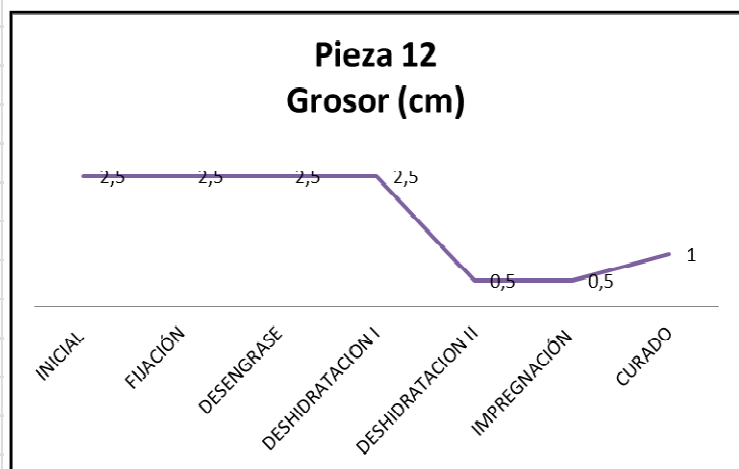
Pieza 12 Peso (g)	
Media	79,14285714
Error típico	18,51052284
Mediana	110
Moda	120
Desviación estándar	48,97424007
Varianza de la muestra	2398,47619
Curtosis	-2,254725833
Coefficiente de asimetría	-0,506918599
Rango	108
Mínimo	12
Máximo	120
Suma	554
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	45,29361771
Pieza 12 Longitud (cm)	
Media	11,68571429
Error típico	0,620072412
Mediana	13
Moda	13
Desviación estándar	1,640557397
Varianza de la muestra	2,691428571
Curtosis	-2,776100901
Coefficiente de asimetría	-0,380741601
Rango	3,2
Mínimo	9,8
Máximo	13
Suma	81,8
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	1,517262533



<i>Pieza 12 Ancho (cm)</i>	
Media	14,6428571
Error típico	0,64285714
Mediana	16
Moda	16
Desviación estándar	1,70084013
Varianza de la muestra	2,89285714
Curtosis	-2,65511355
Coefficiente de asimetría	-0,41301303
Rango	3,5
Mínimo	12,5
Máximo	16
Suma	102,5
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	1,57301476

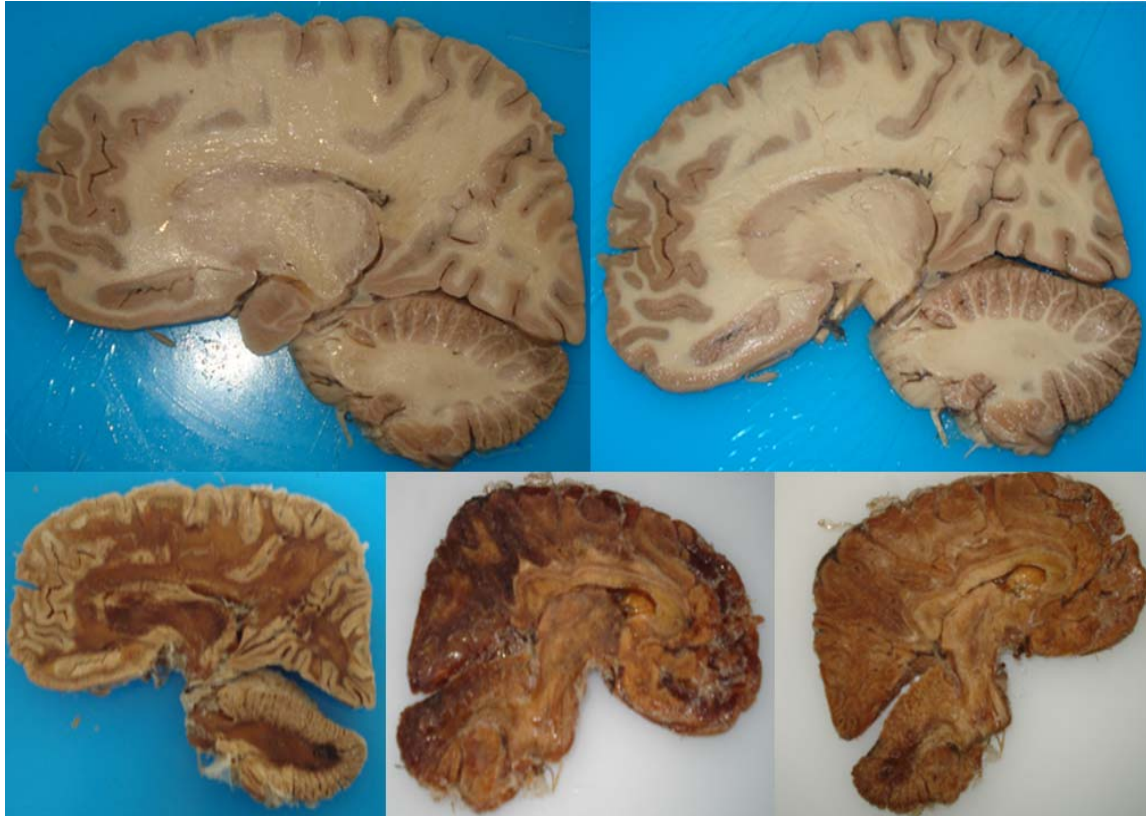


<i>Pieza 12 Grosor (cm)</i>	
Media	1,71428571
Error típico	0,37570795
Mediana	2,5
Moda	2,5
Desviación estándar	0,9940298
Varianza de la muestra	0,98809524
Curtosis	-2,46854406
Coefficiente de asimetría	-0,47633781
Rango	2
Mínimo	0,5
Máximo	2,5
Suma	12
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	0,91932423



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 43. Pieza 12. Cerebro 2.



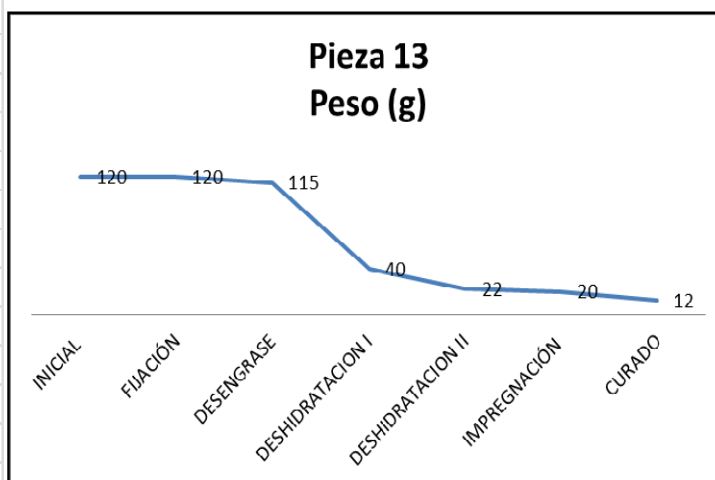
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

6.13 Pieza anatómica 13.

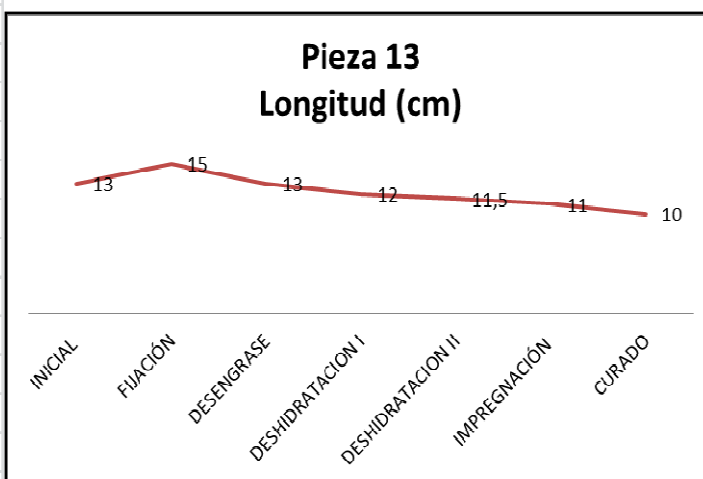
Cerebro 3 (Cuadro 24 y Figura 44).

Cuadro 24. Análisis descriptivo de la pieza 13

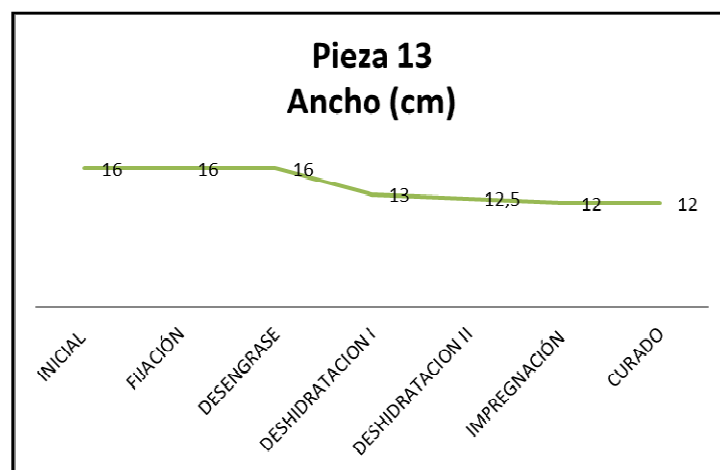
<i>Pieza 13 Peso (g)</i>	
Media	64,14285714
Error típico	19,42804621
Mediana	40
Moda	120
Desviación estándar	51,40177874
Varianza de la muestra	2642,142857
Curtosis	-2,66975282
Coeficiente de asimetría	0,280707653
Rango	108
Mínimo	12
Máximo	120
Suma	449
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	47,53871652



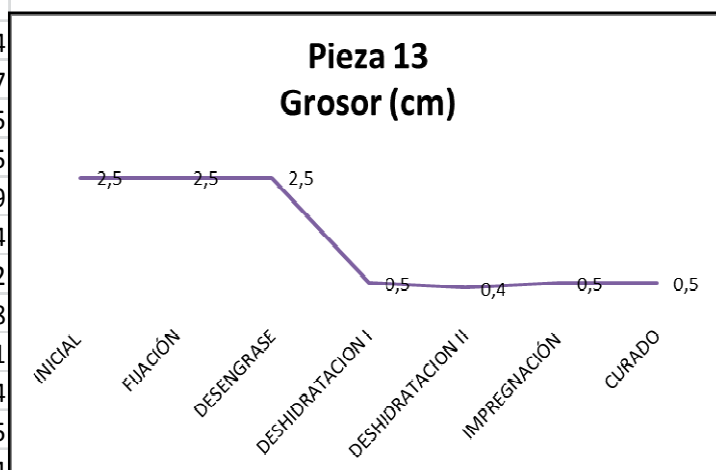
<i>Pieza 13 Longitud (cm)</i>	
Media	12,21428571
Error típico	0,61583415
Mediana	12
Moda	13
Desviación estándar	1,629344011
Varianza de la muestra	2,654761905
Curtosis	0,391123891
Coeficiente de asimetría	0,516040302
Rango	5
Mínimo	10
Máximo	15
Suma	85,5
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%)	1,506891881



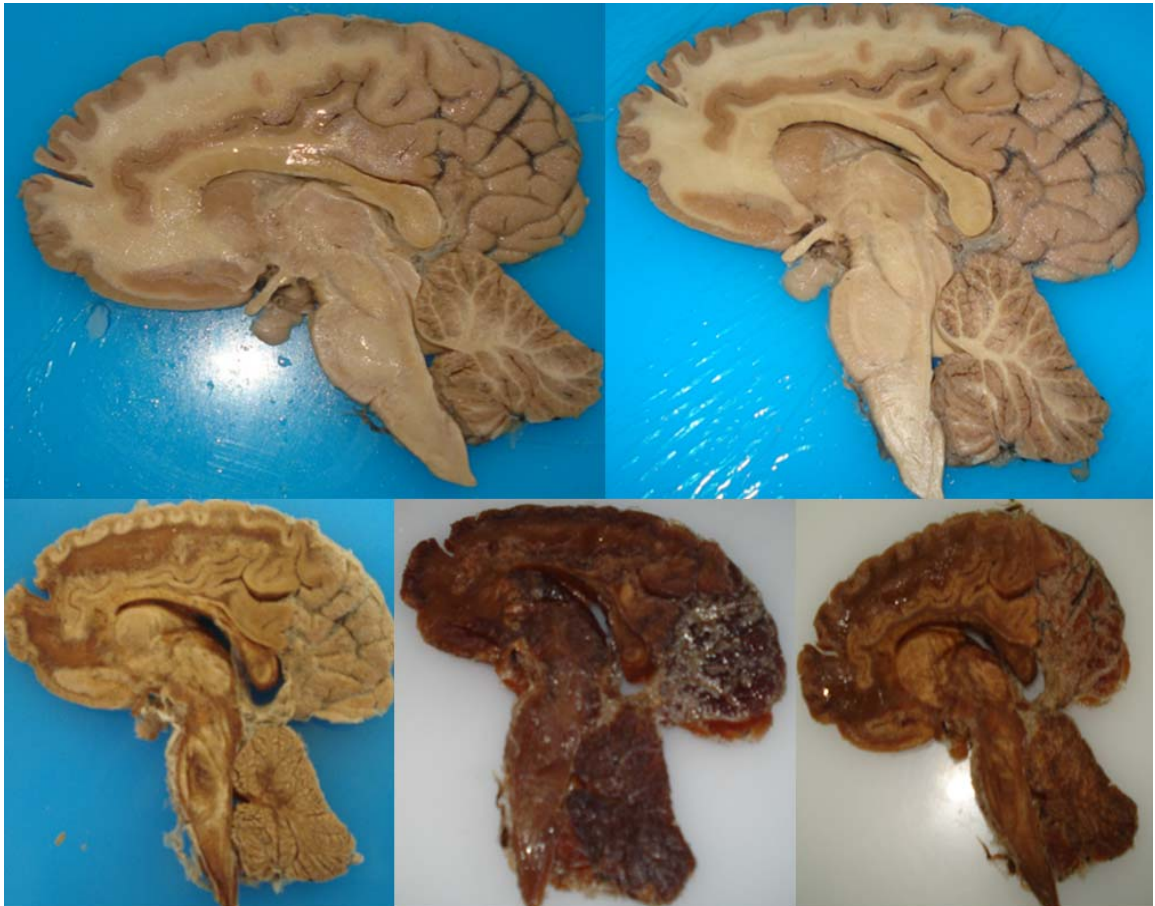
<i>Pieza 13 Ancho (cm)</i>	
Media	13,9285714
Error típico	0,74345214
Mediana	13
Moda	16
Desviación estándar	1,96698948
Varianza de la muestra	3,86904762
Curtosis	-2,66259124
Coeficiente de asimetría	0,26373767
Rango	4
Mínimo	12
Máximo	16
Suma	97,5
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	1,81916186



<i>Pieza 13 Grosor (cm)</i>	
Media	1,34285714
Error típico	0,40932997
Mediana	0,5
Moda	2,5
Desviación estándar	1,08298529
Varianza de la muestra	1,17285714
Curtosis	-2,79358822
Coeficiente de asimetría	0,36991178
Rango	2,1
Mínimo	0,4
Máximo	2,5
Suma	9,4
Cuenta	7
Nivel de confianza(95,0%	1,00159434



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 44. Pieza 13. Cerebro 3.

Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

7.Resultados

Dado que la recepción del material de insumos para el proceso de plastinación llegó casi dos meses después de lo proyectado y que la universidad entra en vacaciones colectivas administrativas en el mes de diciembre, fue necesario replantear el cronograma de actividades bajo la supervisión del director de trabajo de grado, Dr. Carlos Arturo Florido Caicedo, Profesor Asociado – Unidad de Anatomía y Embriología – Departamento de Morfología, Facultad de Medicina – Universidad Nacional de Colombia y del tutor de trabajo de grado Dr. Jaime Alfonso Beltrán Guerra, Profesor Asociado – Unidad de Anatomía y Embriología – Departamento de Morfología, Facultad de Medicina – Universidad Nacional de Colombia, programando en común acuerdo el inicio del proceso en laboratorio en enero de 2012 previendo así el total ingreso a las instalaciones de plastinación durante todo el proceso.

Sin embargo a pesar de que se previó esta situación, el trabajo quedó a merced de los desórdenes de orden público que se presentaron a lo largo de estos 5 meses de trabajo afectando de esta manera varios de los procesos como sucedió en la fase de deshidratación con acetona al 100% en donde estaba previsto un tiempo de una semana y se alargó hasta tres semanas. De igual forma en el proceso de impregnación al vacío se presentaron dos cortes de energía ocasionando en dos oportunidades la inundación de la cámara con agua y posterior congelación, situación que obligó a desmontar las piezas anatómicas con el objeto de retirar todo este hielo y reiniciar.

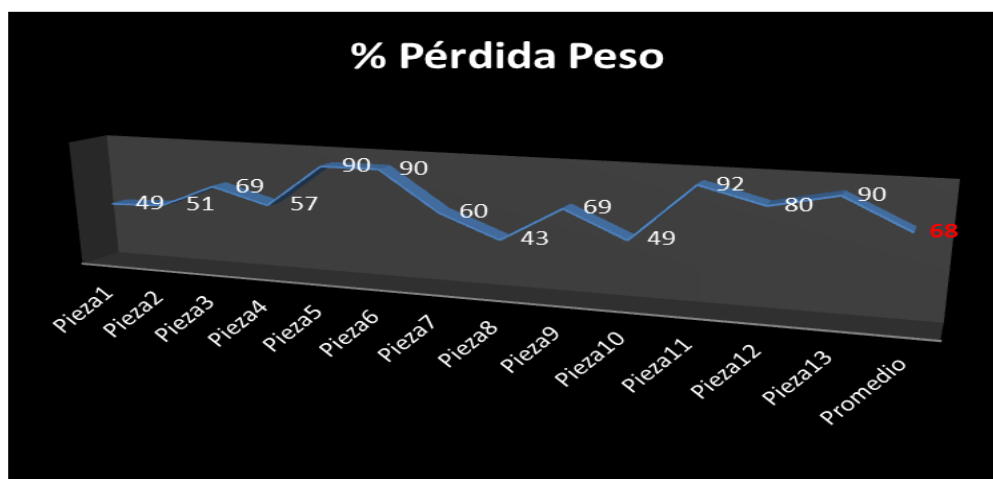
Se presentan los resultados consolidados durante todo el proceso de plastinación obteniendo el porcentaje aproximado de retracción total de las piezas que se utilizaron (Cuadro 25).

Cuadro 25. Porcentaje de pérdida de peso total.

Pieza	% Pérdida Peso	Análisis descriptivo de % Pérdida de Peso	
Pieza1	49		
Pieza2	51	Media	68,27362441
Pieza3	69	Error típico	5,051982486
Pieza4	57	Mediana	68,75
Pieza5	90	Moda	90
Pieza6	90	Desviación estándar	18,2151819
Pieza7	60	Varianza de la muestra	331,7928515
Pieza8	43	Curtosis	-1,692655283
Pieza9	69	Coeficiente de asimetría	0,10612342
Pieza10	49	Rango	48,94822006
Pieza11	92	Mínimo	42,7184466
Pieza12	80	Máximo	91,66666667
Pieza13	90	Suma	887,5571173
Promedio	68	Cuenta	13

Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 45. Porcentaje de pérdida de peso total.



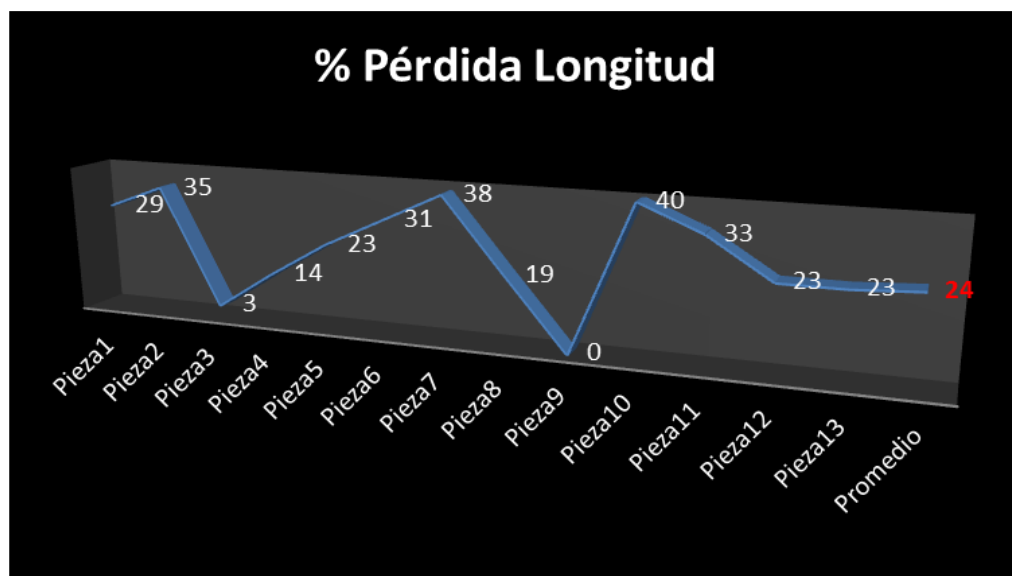
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Cuadro 26. Porcentaje de pérdida de longitud total.

Pieza	% Pérdida Longitud	Análisis descriptivo de % pérdida de Longitud	
Pieza1	29		
Pieza2	35	Media	24,01261844
Pieza3	3	Error típico	3,478384529
Pieza4	14	Mediana	23,07692308
Pieza5	23	Moda	23,07692308
Pieza6	31	Desviación estándar	12,54149377
Pieza7	38	Varianza de la muestra	157,2890661
Pieza8	19	Curtosis	-0,235733013
Pieza9	0	Coefficiente de asimetría	-0,707862923
Pieza10	40	Rango	40
Pieza11	33	Mínimo	0
Pieza12	23	Máximo	40
Pieza13	23	Suma	312,1640397
Promedio	24	Cuenta	13

Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 46. Porcentaje de pérdida de longitud total.



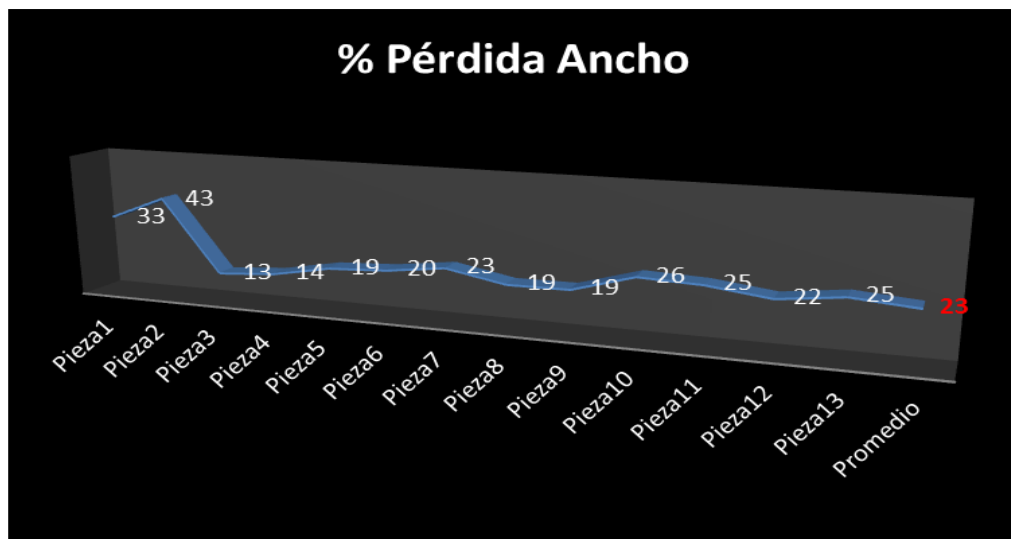
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Cuadro 27. Porcentaje de pérdida de ancho total.

Pieza	% Pérdida Ancho	Análisis descriptivo de % Pérdida de Ancho	
Pieza1	33		
Pieza2	43	Media	23,07673523
Pieza3	13	Error típico	2,221647235
Pieza4	14	Mediana	22
Pieza5	19	Moda	18,75
Pieza6	20	Desviación estándar	8,01026302
Pieza7	23	Varianza de la muestra	64,16431365
Pieza8	19	Curtosis	2,233418117
Pieza9	19	Coficiente de asimetría	1,284977016
Pieza10	26	Rango	30,35714286
Pieza11	25	Mínimo	12,5
Pieza12	22	Máximo	42,85714286
Pieza13	25	Suma	299,997558
Promedio	23	Cuenta	13

Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Figura 47. Porcentaje de pérdida de ancho total.



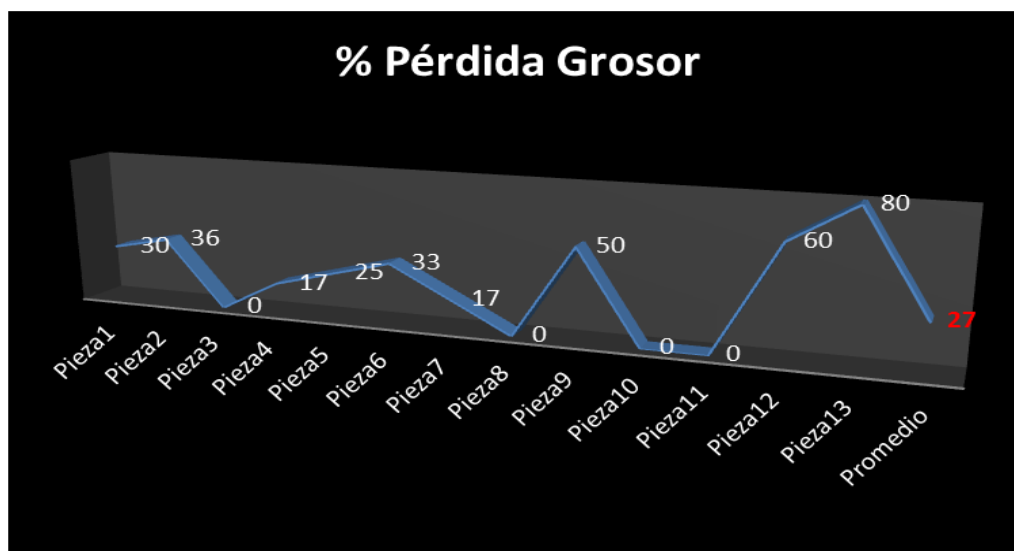
Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Cuadro 28. Porcentaje de pérdida de grosor total.

Pieza	% Pérdida Grosor	Análisis descriptivo de % Pérdida de Grosor	
Pieza1	30		
Pieza2	36	Media	26,77156177
Pieza3	0	Error típico	7,024073057
Pieza4	17	Mediana	25
Pieza5	25	Moda	0
Pieza6	33	Desviación estándar	25,32565557
Pieza7	17	Varianza de la muestra	641,38883
Pieza8	0	Curtosis	-0,03146891
Pieza9	50	Coefficiente de asimetría	0,742177924
Pieza10	0	Rango	80
Pieza11	0	Mínimo	0
Pieza12	60	Máximo	80
Pieza13	80	Suma	348,030303
Promedio	27	Cuenta	13

Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

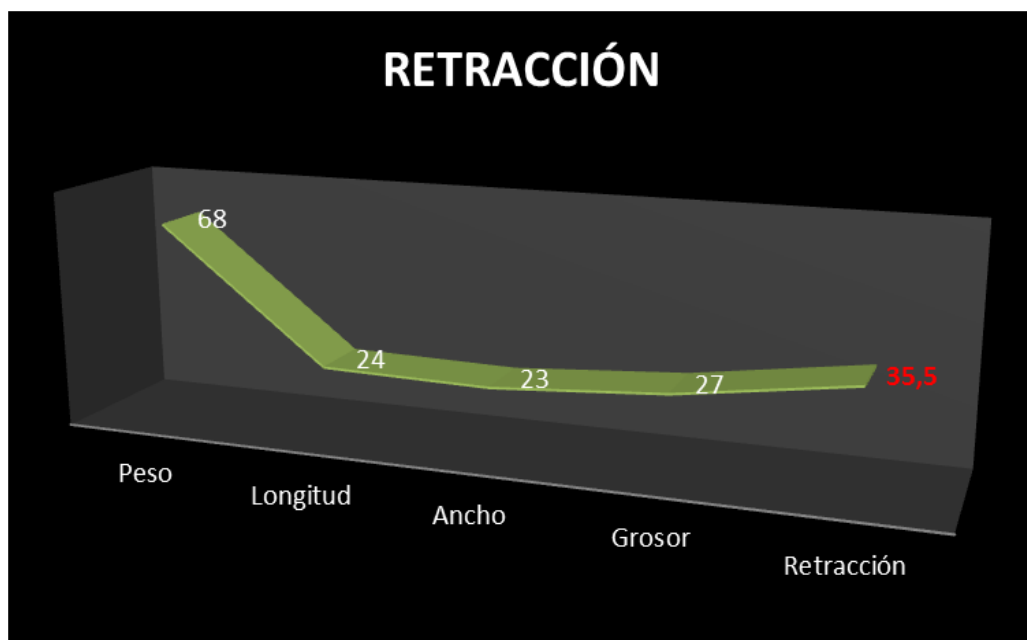
Figura 48. Porcentaje de pérdida de grosor total.



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

La técnica de plastinación utilizada de acuerdo al protocolo de normatización I de la facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia evidenció que la calidad de las muestras es óptima, y aunque se produjo un porcentaje de retracción, éstas piezas pueden ser utilizadas para la enseñanza de la Anatomía en la Facultad (Figura 49).

Figura 49. Retracción obtenida en el protocolo de Plastinación de la guía de Normatización I de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia.



Fuente: Elaboración propia, Mayo 2012

Es de resaltar que aún el proceso se encuentra en la fase de curado dentro del proceso de plastinación y por tanto seguirá arrojando datos hasta el momento de culminar el tiempo instaurado para esta última fase.

8.Consideraciones éticas

Este informe científico y técnico exploratorio practicado en piezas obtenidas en cadáveres humanos, se ha realizado cumpliendo tres principios básicos:

1. Respeto a las personas: En donde se han incorporado dos consideraciones éticas fundamentales: el respeto a la autonomía, pero por sobre todo, a la protección de las personas con autonomía menoscabada o ausente, como es el caso de los cadáveres dispuestos, quienes han recibido resguardo contra el daño o el abuso

2. La búsqueda del bien: como la obligación ética de lograr los máximos beneficios y de reducir el daño y la equivocación, dando origen a normas que estipulan que los riesgos sean razonables frente a los beneficios previstos, que el diseño sea acertado y que los investigadores son competentes para realizar la búsqueda del bien.

3. La justicia: refiriéndose a la obligación ética de tratar a cada persona de acuerdo con lo que es moralmente correcto y apropiado al dar a cada persona lo que lo corresponde.

Por tanto no se presentan conflictos éticos ya que las piezas obtenidas de cadáveres humanos fueron manejados con todo el respeto, consideración y moralmente apropiado.

9. Conclusiones y recomendaciones

Hoy en día la técnica de plastinación se ha convertido en un gran apoyo en la enseñanza de la Morfología, especialmente en lugares como nuestro medio, en donde la gran dificultad en la obtención de muestras frescas cadavéricas para el estudio y la docencia han hecho que se vea en detrimento la calidad de las áreas básicas y por ende en las clínicas dentro de los programas académicos de la salud.

La literatura reconoce ampliamente la utilidad de esta técnica y por tal motivo se concentró este esfuerzo en reactivar el laboratorio de plastinación de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia con miras de ir perfeccionando y aplicando el protocolo.

Uno de los principales hallazgos fue que a pesar de la importante retracción que se presentó en las 13 muestras, al compararlas con piezas anatómicas frescas, cada una de ellas logra cumplir con el objetivo de ser útil para la docencia. El análisis hace creer que en la etapa de deshidratación con alcohol etílico esta el problema pues se comparó con procesos como el de la Universidades de Antioquia, Universidad El Bosque, Universidad del Valle, la Universidad De Los Andes y por supuesto con la Universidad de Murcia en España (entidad reconocida internacionalmente en el campo de la plastinación), encontrando que la gran diferencia en estos procesos está en la etapa de deshidratación.

En la Universidad de Murcia se realiza completamente con acetona a $-25\text{ }^{\circ}\text{C}$ y nuestra unidad la realizó con alcohol etílico a $-15\text{ }^{\circ}\text{C}$. Se debe tener este punto como crucial en la ejecución del proceso, por tanto no es suficiente mantener las muestras a temperaturas cercanas a cero, ya que igual hay evaporación, perdiéndose este reactivo en los tejidos (los que remplazan el agua), con la consecuente pérdida de peso y tamaño de las piezas.

Por otro lado, la temperatura también influye en la etapa de impregnación forzada con vacío, ya que la silicona utilizada presenta una viscosidad diferente dependiendo de la temperatura en la que se trabaje, por lo que su ingreso a los tejidos puede verse afectado al no tener una temperatura estándar de aplicación.

Finalmente, se evaluó si la fase de fijación influía en el resultado final de las muestras, pero no hubo diferencias significativas estadísticamente en cuanto a cambios de peso, dimensiones y color, es más, las muestras fijadas tenían una mejor apariencia.

La investigación desarrollada alcanzó un alto nivel, esto lo demuestran los indicadores y análisis estadísticos, como por ejemplo: la asignación de fondos a la propuesta del trabajo, la dirección otorgada para posterior medición de impacto en el Departamento, el incremento paulatino de la calidad de investigación durante el tiempo que duró el proceso de Plastinación, teniendo su máximo exponente, en cuanto a resultados en el último semestre.

Sería muy recomendable la coordinación con otros grupos de investigación incluso dentro de la misma Universidad, con propuestas del personal vinculado en el laboratorio de Plastinación encaminado a mejorar la calidad de la investigación en el uso de otros posibles químicos a usar en cada fase del proceso con el objeto de obtener excelentes piezas anatómicas a bajo costo.

Se deben emitir informes diagnósticos de cada fase de la plastinación para la propia Universidad y también para entes particulares. El laboratorio debería contar con espacios específicos dotados de mobiliario de almacenaje que permitan un fácil acceso a las muestras una vez catalogadas e informatizadas. En general hay un alto grado de satisfacción por el trabajo realizado.

En general se dan las siguientes recomendaciones:

- a. Dotar espacios para integrar personal calificado en el proceso de plastinación.
- b. Adecuar el laboratorio de plastinación.
- c. Mejorar la sala de recepción y almacenamiento de muestras.
- d. Facilitar la eliminación de residuos biológicos.
- e. Integrar a los programas de pregrado y posgrado de diferentes disciplinas médico quirúrgicas en el proceso de plastinación.
- f. Crear la línea de profundización y así mismo la línea de investigación en el proceso de plastinación.

Todo lo anterior para dar *“continuidad”* a este trabajo de investigación.

A. Anexo: Cronograma de trabajo inicial

CRONOGRAMA ACTIVIDADES																	
		2011												2012			
		ABRIL	MAYO	JUNIO	JULIO	AGOSTO	SEPTIEMBRE	OCTUBRE	NOVIEMBRE	DICIEMBRE	ENERO	FEBRERO	MARZO	ABRIL	MAYO	JUNIO	JULIO
INTELECTIVO																	
INVENTARIAL																	
COMPRAS																	
INVENTARIO FINAL																	
ESTADO DEL ARTE																	
PLASTIFICACIÓN																	
FINACIÓN																	
DESIDENTIFICACIÓN																	
DESERIGLASE																	
IMPRESIÓN																	
ELABORADO																	
PRESENTACIÓN RESULTADOS																	
SUSTENTACIÓN																	
INVESTIGADOR PRINCIPAL		Arquíes Fernando Gula Calderón, Médico Curajano, Universidad Nacional de Colombia															
DIRECTOR DE TRABAJO DE GRUPO		Dr. Carlos Alvaro Flórez Cacerón, Profesor Asociado, Unidad de Anatomía y Embriología, Departamento de Morfología, Facultad de Medicina, Universidad Nacional de Colombia															

B. Anexo: Actas subcomité asesor

Mediante ACTA N. 003 del 6 de Abril de 2011 del Subcomité Asesor, en el numeral 1 titulado “Presupuesto presentado por los estudiantes de segundo semestre Andrés Bula y Luz Amparo Arias, para trabajo de grado” , se decidió apoyar el proyecto con los rubros de las 3/5 UGI parte del presupuesto de la Maestría.

Mediante ACTA N. 007 del 8 de Junio de 2011 del Subcomité Asesor, en el numeral 2 titulado “Aprobación de presupuesto para el proyecto de los estudiantes de segundo semestre Andrés Fernando Bula Calderón y Luz Amparo Arias “, se aprueba para el proyecto del plastinación presentado por los estudiantes 5´000.000 de pesos.

Mediante ACTA N. 10 del 23 de Agosto de 2011 del Subcomité Asesor, en el numeral 1 titulado “Recuperación de rubros que no se ejecutaron en junio correspondiente al presupuesto de la Maestría en Morfología Humana 2011-I”, según conversación con el Dr. Carlos Alberto Agudelo Calderón, Decano de la Facultad de Medicina fueron aprobados 8´000.000 de pesos para realizar las siguientes compras:

- Reactivos Proyecto de plastinación estudiantes; Andrés Fernando Bula y Luz Amparo Arias.

C. Anexo: Formato registro especímenes plastinación

[illegible]

Bibliografía

Alpár A, Gál A, Kálman M, Patonary L. Local flaps for fingertip injuries plastinated hand specimens in surgery education-6th interim Conf Plast, Rochester, NY, USA, 1999. Abstract in J Int Soc Plastination 1999;14 (2): 35.

Amol Silicon de Cor - tech Pr 10: ensayos iniciales en el humano de James J J Int Soc Plastination ISP vol 14 (2)1999.

Baptista CA, Bellm T, Plagge MS, Vaiigosky M. The use of the explosion Proof freezers in plastination are they reality necessary?. J mt Soc Plastination 1992; 6(1).

BELTRÁN, Jaime Alfonso. La plastinación en la Universidad Nacional de Colombia – Primera parte. Revista Morfolia – Vol 2. No.1. Universidad Nacional de Colombia. 2010.

Bore P, Boyes R, Dower R. Design of lifting gear for a plastination laboratory. Acta Anat 1997; 158: 30-32.

BRAVO, Hermes. Plastination an additional tool to teach anatomy. Departamento de Anatomía, Escuela de Medicina, Pontificia Universidad Católica de Chile, Int. J. Morphol. 2006. Vol 24, n.3, pp. 475-480. ISSN 0717-9502.

Bridgman CF, Humelbaugh FA: Plastic Embedded Teaching Specimens. Medical and Biological Illustration 1963; 13: 177.

Bright JM, Henry RW. Understanding standar imaging planes for two dimensional, real time echocardiography in the dog aided by piastinated specimens. 6th mt Conf Plast, Kingston, Ontario, Canadá, 1992. Abstract in J Int Soc Plastination 1992; 6(1): 13-14.

C.AC.C Entius, J. W. Kuiper, W. Koops y A. De Gast. Una nueva técnica de la colocación para comparar la anatomía seccional del hombro con modalidades de diagnostico seccionales: proyección de imagen de resonancia magnética (mri), tomografía computada (Ct) y ultrasonido. J Int Soc Plastination JISP vol 7 (1) 1993.

Cannas M, Fuda P: Plastínation of old formalin-flxed specimens. J Int Soc Plastinationofl 5(1): 11-15,1991.

Cook P, Dawson B. Plastination methods used in Auckland, New zealand. J Int Soc Plastination 1996; 10(1).

Cook P, Dawson B. Preparation and Utilization of Beqeeathed Bodies in Auckland New zealand. J Int Soc Plastinationofl 1996; 10(1).

CORPAS, Juan N, MANUAL DE CONVIVENCIA Y BIOSEGURIDAD PARA EL DPTO. DE MORFOLOGÍA - ANFITEATRO. Universidad Juan N. Corpas 2004.

CORRESPONDENCE. A new simple method for conservation and demostration of body sections for teaching clinically oriented courses in gross anatomy. J. Anat. 1996.

Crabill EV, Saracco CG. The use, abuse and survival of plastined dissections in teaching head and neck anatomy. 7th Int Conf Plast, Graz, Austria, 1994. Abstract in J Int Soc Plastination 1995; 9 (1): 16. Morfolia – Vol. 3 No. 3 – Año 2011

Dantas Prinz RA, Pereira Correia JA, Lage Moraes AM, da Silva AL, Querioz S: Fungal Contamination of plastinated Specimens. J Int Soc Plastination 14 (2): 20-24, 1999.

De la Cruz Baltazar y, Lyons W, Murray A, Hanlan J. Plastination as consolidation technique for archaeological bone, wet leather and waterlogged wood. 6th Int Conf Plast, Rochester, NY, USA. 1999. Abstract in J Int Soc Plastination 1999; 14 (2): 35.

Eitel F. Plastination in bone histology. 5th Int Conf Plast, Heidelberg, Germany, 1990. Abstract in J Int Soc Plastination 1990; 4 (1): 5-6.

Eljack A. Plastinated placentas of domestic animals. 6th Int Cong Plast, Kingston, Ontario, Canadá, 1992.

Esfandiary E, Sheibanifar M. A simple and economical method in distillation of acetone for a plastination lab. 8th Int Conf Plast, Brisbane, Australia, 1996. Abstract in J Int Soc Plastination 1996; 11(1): 10.

Fahlmann MTE: an Acetone-Vapor Reducing Method for Freeze-Substitution. J Int Soc Plastination 12 (2): 15-16, 1997.

Fasel J. The use of plastination technique in surgeon's training. 4th Annual Meeting of the American Association of Clinical Anatomists, Toronto, Ontario, Canadá, 1987. Abstract in Clin and Anat 1998; 1(1): 64.

Fasel J, Mohler R, Lihmann B. Una noticia técnica para la mejora de la técnica E12. J Int Soc Plastination 1988; 2(1).

Feedback DL, Holliman JH, Papka RE. Plastination of whole animal preparations following histochemistry: in situ localitation of enzyme acetylcholinesterase. J Int Soc Plastination 1990; 4(1): 20-32.

FORERO DE SAADE, María Teresa; CONDUCTAS BÁSICAS EN BIOSEGURIDAD; MANEJO INTEGRAL; Protocolo Básico para el Equipo de Salud´ Ministerio de Protección Social. Santa fe de Bogotá DC. Abril de 1997.

Fiori R, Canass M. Plastination in forencis pathology. 7th Int Conf Plast, Graz, Australia, 1994. Abstract in J Int Soc Plastination 1995; 9(1): 17-18.

Frierson H, Walker AN, Jackson RL, Powell S. Technical communication: DNA ploidy analysis of plastinated tissue. J int Soc Plastination 1988; 2(2): 13-16.

Fritsch H: Application of plastination in embriological and histological research. 5th int Conf Plast, Heildelberg, Germany, 1990. Abstract in J Int Soc Plastination 1990; 4(1):6.
Morfolia – Vol. 3 No. 3 – Año 2011

Graf J. Plastination in orthopaedic surgery. 5th int conf plast, Heidelberg, Germany.1990.

Grant Dahmer Notes, Review of the Plastination Technique (S10 Technique). Health Science Center in San Antonio. 1986.

Grant Dahmer Plastination of Large Specimens for the Teaching of Anatomy. 3rd International Conference on Plastination.

Griffiths inyecte los recipientes con el aire comprimido que usa el epoxy y una plantilla JISP vol 1 (2) 1998.

Grondin G, Gronding GG, talbot BC: the use of the siliconcone specimens for light and electron microscopy. 7 th int conf plast, kington Ontario Canada 1992. Abstract in j int Soc Plastination 6 (1): 32, 1995.

Grondin G, Henry RW, Janik L, Bérubé S. Reclamation of acetone in plastination laboratories: A simple and inexpensive method. Acta Anat 1997; 158: 26-29.

Grondin G, Olry R. Vascular Patterns of Platinated Human Hands with Special Reference to Abnormalities of the Arterial Palmar Arches. JISP 1996; 10 (1).

Gronding GG: acetone reecyding 4th interim conf plast, Columbus, OH, USA, 1995. Gubbins B: plastination at Queen's: what worket and what did not. 6th Int Conf Plast, Kington Ontario Canada, 1992 6 (1); 9,1992.

GRONDIN, Gilles. Plastination: a modern approach to chiropractic teaching. J. Can Chiropr Assoc 1998; 42(2).

Haffajee MR. Matura G: Prenatal Grow as Show by plastinated specimens. 4th Int Conf Plast, macom, Georgia, USA, 1988.

Harmon C. Bickley, DDS, PhD: Plastination: A New Technique for Anatomic Pathology and Forensic Science.

Harmon C. Bickley, DOS, PhD; Gunther von Hagens, Dr med; Frank M. Townsend, MD: An Improved Method for the Preservation of Teaching Specimens. Arch Pathol Lab Med-Vol 105, Dec 1981.

Henry RW Reed R, Hromis G, Lane A: Injecting ureters and renal vessels RTV silicone of the plastination of kidney. 6th interim Conf plas Plast, Rochester NY, USA, 1999. Abstract in J int Soc Plastination 14 (2) 30-31, 1999. Morfolia – Vol. 3 No. 3 – Año 2011

Henry RW: plastination of large speamens. 3rd Int Conf Plast, mobile, Al, USA, 1993. Abtract in J int soc plastination 8(1): 22,1994.

Henry RW: Safety in plastination laboratory. 1 st interrims Conf Plast, knoxville, TN,USA, 1989.

Henry RW: the art of plastination preservation of biological specimens for the 21st Century. What we can expect, how much it cost? Summer conference of AAVA, Blackburg, VA, USA, 1998. Abstract in Proceeding of the Scientific Program of the American Association of Veterinari Anatomists. 1998.

HERNÁNDEZ, Sampieri, Roberto; et al. Metodología de la Investigación. 2ª. ed. Hernández Sampieri, Roberto; et al. Metodología de la Investigación. 2ª. ed. McGraw-Hill. México, D.F., 2001. Pág. 52 - 134.

Holladay SO. Características especiales y ventajas del secador plastinators de la helada. JISP 1988; 2(2).

ICONTEC, Compendio de Tesis y Otros Trabajos de Grado; Bogotá, 2005.

ICONTEC, Norma Técnica Colombiana NTC 1486. Documentación. Presentación de Tesis, Trabajos de Grado y Otros Trabajos de Investigación. 2008-07-23.

Kularbkaewi C, de Peter C, Yutanawiboonchai W, Von Hagens G. Especímenes de la patología de plastinated en la temperatura ambiente en Tailandia. JISP 1996; 11(1).

Lischka M, Prihoda M: Stablishing and operating a plastination laboratory at the institute of anatomy, university of Vienna. J int Soc Plastination 1 (1): 12-16, 1987.

Mathura G, Satyapal kS. Búsqueda para la transparencia en la piastination. J Int Soc Plastination 2000; 15(1).

McQuillen PM, LeGrande YD, Hahn MB, Wade RS: Use of plastinated anatomical preparations in teaching regional anesthesic techniques. J Inc Soc Plastination 8 (1):15-18, 1994.

Michael T.E. Fahlman una acetona - vapor que reduce el método para la congelación sustitución JISP vol 15 (2) 1997.

1.

Michael Wu y Perter Haase plastination de los especímenes de neuroanatomical: hace congelar antes de la disección da una distinción mejor entre las zonas y de la fibra de los núcleos JISP vol 11(1)1996.

Ming, E. Subarachnoid Zhang una técnica para preservar el espacio y su contenido en un estado natural con diversos colores por - Chungkin JISP vol 14 (1) 1999.

Mircea - Constantin Sora Peter Brugger el cerebro p 40 rebana plastination usando el metanol para la deshidratación JISP vol 15(1)2000. Morfolia – Vol. 3 No. 3 – Año 2011

Müller A, Guhr A, Leucht W, von Hagens G: multicentricity of breast cancer. Results of a study using plastination of mastectomy specimens. J Inc Soc Plastination 3 (1): 8-14, 1989.

Nerantzis C, Antonakis E, Avgoustakis O. A New Corrosion Casting Technique. Anat Rec 1978; 191: 321-326.

Pereira JA, Dantas RA, Benavides de Freitas EC, Antunes LH. Labelling and Storing plastinated speamens - an experiense from the University Federal do Río de Janeiro. JISP 1998; 13(2).

Pretonus WF: Formula for embalming of cadavers for student dissection an the modification thereof for plastination. J mt Soc Plastination 9 (2): 28-30, 1997.

Resh KDM, Pemeczky A: Use of plastinated crania in neuroendoscopy . J Int Soc Plastination 8 (1): 12-14, 1994.

REYES, María Eugenia. Anatomía humana y plastinación. Bol Mex His Fil Med 2007

Ripani M, Bassi A, Perracchio L, Boccia ML, Tomaselli G, Giacomelli L, Messinett 5, Marinozzi G: Comparative analysis of a plastination specimen and clinical diagnostic images. J Int Soc Plastination 8 (1): 12-14, 1994.

Ripani M, Bocaa L, Cervone P, De vargas Macchiucca M: Light microscopy of plastined tissue. Can plastinated organs be considered viable for structural observation?. J mt Soc Plastination 11(19): 28-30, 1996.

RUIZ, Miguel. Propuesta para plastinación de cortes anatómicos, no acetona temperatura ambiente. Revista de la facultad de medicina – Vol 8. No.2. universidad del Bosque. Diciembre 2003.

SALVATIERRA, Pablo. Plastinación: Una técnica de preservación de tejidos en la enseñanza de medicina en la universidad del valle. Universidad del Valle. 2005.

Shibata S, Manabe T, Yamashita K. Kajita H: Role of the Medical Museum in the Teaching Medical Students. Arch Pathol Lab Med 115:539-543, 1991.

Sivrev D, Kayriakov J, Trifonov Z, Djelebov O, Atanasov M: Combined Plastination methods for preparation of improve ophthalmologic teaching models. J Int Soc Plastination 12 (2): 12-14, 1997.

Sora, peter Brugger, y Hannes Traxler de la impregnation P 40 plastination de las rebanadas humanas del cerebro: comparación entre las diversas inmersiones y condiciones Mircea Constantin JISP vol 14 (1) 1999.

Tiedemann K. Un empalme silicon - impregnado de la rodilla como modelo natural para artrocopy. J Int Soc Plastination 1988; 2(1).

Tiedemann K, Egerer G. Vascularization and glomerular ultrastructure in me pig mesonephros. Cell Tissue Res 1984; 238:165-175. Morfolia – Vol. 3 No. 3 – Año 2011

Tiedemann K, Egerer G: Vascularization and glomerular ultrastructure in the pig

VALDÉS, Fabio. Two Different Plastination Techniques Comparative Study. Unidad Anatomía Normal. Facultad de Medicina, Universidad de los Andes, Santiago, Chile. Int. J. Morphol. 2010.

ZURDO, David. La plastinación de Gunther von Hagens: Revolución en el estudio de la anatomía. Autores científico-técnicos y académicos. 2010.